Insetos do Brasil

Diversidade e Taxonomia

Editores
José Albertino Rafael
Gabriel A.R. Melo
Claudio J.B. de Carvalho
Sônia A. Casari
Reginaldo Constantino

CNPq
Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico

FAPEAM
Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas

Holos, Editora

Insetos do Brasil

Diversidade e Taxonomia

CNPq
Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico

FAPEAM
Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas

Dilma Vana Rousseff
Presidente da República

Aloízio Mercadante Oliva Nascimento
Ministro da Ciência, Tecnologia e Inovação

Glaucius Oliva
Presidente do Conselho Nacional de Ciência e Tecnologia

Omar José Abdel Aziz
Governador do Estado do Amazonas

Odenildo Teixeira Sena
Secretaria de Estado de Ciência e Tecnologia

Maria Olívia de Albuquerque Ribeiro Simão
Diretora-Presidente da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas

Esta obra foi financiada, em parte, pelo CNPq e pelo Governo do Estado do Amazonas, com recursos da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas – FAPEAM

Insetos do Brasil

Diversidade e Taxonomia

Editores

José Albertino Rafael
Gabriel A. R. Melo
Claudio J. B. de Carvalho
Sônia A. Casari
Reginaldo Constantino

Holos, Editora

Editores
José Albertino Rafael, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Coordenação de Biodiversidade, Manaus, AM, jarafael@inpa.gov.br
Gabriel Augusto Rodrigues de Melo, Universidade Federal do Paraná, Departamento de Zoologia, Curitiba, PR, garmelo@ufpr.br
Claudio José Barros de Carvalho, Universidade Federal do Paraná, Departamento de Zoologia, Curitiba, PR, cjbcarva@ufpr.br
Sônia Aparecida Casari, Universidade de São Paulo, Museu de Zoologia, São Paulo, SP, casari@usp.br
Reginaldo Constantino, Universidade de Brasília, Departamento de Zoologia, Brasília, DF, constant@unb.br

Nicolau Baptista, Projeto Gráfico
Rosivaldo Antonio dos Santos, Diagramação

Dados Internacionais de Catalogação da Publicação (CIP)
(Câmara Brasileira do Livro, SP, Brasil)

595.7
R136i Rafael, José Albertino (ed.)
Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia / editores, Gabriel Augusto Rodrigues de Melo, Claudio José Barros de Carvalho, Sônia Aparecida Casari, Reginaldo Constantino.-- Ribeirão Preto : Holos, Editora, 2012.
810 p. : il. ; 28

1. 595.7 – Entomologia. 2. Zoologia. 3. Biodiversidade Ambiente. I. Rafael, José Albertino. II. Gabriel Augusto Rodrigues de Melo. III. Claudio José Barros de Carvalho. IV. Sônia Aparecida Casari. V. Reginaldo Constantino. VI. Título.

ISBN 978-85-86699-72-6 CDU
9 788586 699726

2012

Proibida a reprodução total ou parcial.
Os infratores serão processados na forma da lei.

Holos, Editora Ltda-ME
Av. Coronel Fernando Ferreira Leite 102
14.026-020 Ribeirão Preto SP
tele: 0.++16.3234.8083 / **fax:** 016.3234.8084
holos@holoseditora.com.br

www.holoseditora.com.br

"A educação deve abrir os olhos e permitir enxergar o uno na diversidade." (Sathya Sai Baba)

SUMÁRIO

Lista de autores vi
Lista de consultores x
Agradecimentos xi
Lista de abreviaturas xii
Prefácio xiii
1. Breve Histórico da Entomologia Brasileira ... 1
2. Morfologia Externa 21
3. Anatomia Interna e Fisiologia 33
4. Filogenia e Classificação 81
5. Biogeografia da Região Neotropical 111
6. Biodiversidade e Conservação 133
7. Entomologia Agrícola 139
8. Entomologia Forense, Miíases e Terapia Larval 151
9. Princípios de Sistemática 165
10. Coleta, Montagem, Preservação e Métodos para Estudo 175
11. Chave para as ordens — adultos 191
12. Protura 197
13. Collembola 201
14. Diplura 213
15. Archaeognatha 219
16. Zygentoma 225
17. Ephemeroptera 231
18. Odonata 245
19. Plecoptera 257
20. Embioptera 263
21. Orthoptera 271
22. Phasmatodea 289
23. Dermaptera 297
24. Zoraptera 307
25. Isoptera 311
26. Mantodea 323
27. Blattaria 333
28. Hemiptera 347
29. Thysanoptera 407
30. Psocoptera 423
31. Phthiraptera 439
32. Coleoptera 453
33. Neuroptera 537
34. Megaloptera 547
35. Hymenoptera 553
36. Trichoptera 613
37. Lepidoptera 625
38. Mecoptera 683
39. Siphonaptera 689
40. Diptera 701
41. Strepsiptera 745
42. Glossário 753
43. Índice Taxonômico 769

LISTA DE AUTORES

Alejo Mesa† (Orthoptera), *In memorian* (1928 - 2007)
Instituto de Biociências de Rio Claro
Departamento de Biologia
Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho

Alexandre Pires Aguiar (Hymenoptera)
Universidade Federal do Espírito Santo
Departamento de Ciências Biológicas
Vitória, ES
E-mail: hympar@gmail.com

Alexandre Specht (Lepidoptera)
Universidade de Caxias do Sul
Centro de Ciências Agrárias e Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia
Caxias do Sul, RS
E-mail: spechta@pq.cnpq.br

Alfonso Neri García Aldrete (Psocoptera)
Universidad Nacional Autónoma de México
Departamento de Zoología
México, DF
E-mail: anga@ibiologia.unam.mx

Annelyse Rosenthal Figueiredo (Diplura)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: annelyserf@gmail.com

Antonio Arnovis Agudelo (Mantodea)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
antonioarnovis@yahoo.com

Antonio José Camilo de Aguiar (Glossário)
Universidade de Brasília
Departamento de Zoologia
Brasília, DF
E-mail: ajcaguiar@unb.br

Arício Xavier Línhares (Entomologia Forense, miíases e terapia larval)
Universidade Estadual de Campinas
Departamento de Parasitologia
Campinas, SP
E-mail: aricio@unicamp.br

Augusto Loureiro Henriques (Zygentoma)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: loureiro@inpa.gov.br

Barbara Botelho Oldrini (Odonata)
Museu Nacional do Rio de Janeiro
Departamento de Entomologia
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: bboldrini59@hotmail.com

Bolivar R. Garcete-Barrett (Hymenoptera)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: bolosphex@gmail.com

Carina Marciela Mews (Orthoptera)
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas
Cruz das Almas, BA
E-mail: carinamews@gmail.com

Carlos Augusto Silva de Azevêdo (Megaloptera)
Universidade Estadual do Maranhão
Centro de Estudos Superiores de Caxias
Caxias, MA
E-mail: carlosaugusto@cesc.uema.br.

Carlos Frankl Sperber (Orthoptera)
Universidade Federal de Viçosa
Departamento de Biologia Geral
Viçosa, MG
E-mail: sperber@ufv.br

Cibele Stramare Ribeiro-Costa (Coleta, montagem, preservação e métodos para estudos)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: stra@ufpr.br

Claudia Adriana Szumik (Embioptera)
Instituto Superior de Entomología, Instituto Miguel Lillo
San Miguel de Tucumán, Argentina.
E-mail: cszumik@csnat.unt.edu.ar

Cláudio Gilberto Froehlich (Plecoptera)
Universidade de São Paulo
Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de Ribeirão Preto
Departamento de Biologia
Ribeirão Preto, SP
E-mail: cgfroeh@usp.br

Claudio José Barros de Carvalho (Biodiversidade e Conservação; Diptera)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: cjbcarva@ufpr.br

Daniela Maeda Takiya (Hemiptera, Auchenorrhyncha)
Universidade Federal do Rio de Janeiro
Instituto de Biologia
Departamento de Zoologia
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: takiya@acd.ufrj.br

Dalton de Souza Amorim (Biogeografia da região Neotropical)
Universidade de São Paulo
Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de Ribeirão Preto
Departamento de Biologia
Ribeirão Preto, SP
E-mail: dsamorim@usp.br

Douglas Zeppelini (Collembola)
Universidade Estadual da Paraíba
Centro de Ciências Biológicas e Sociais Aplicadas
João Pessoa, PB
E-mail: zeppelini@daad-alumni.de

Eduardo Andrade Botelho de Almeida (Morfologia Externa)
Universidade de São Paulo
Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de Ribeirão Preto
Departamento de Biologia
Ribeirão Preto, SP
E-mail: eabalmeida@gmail.com

Edward Lee Mockford (Psocoptera)
Illinois State University
Department of Biological Sciences
Illinois, EUA
E-mail: elmockf@ilstu.edu

Eliana Collucci (Mecoptera)
Centro de Controle de Zoonoses de Ribeirão Preto
Ribeirão Preto, SP
E-mail: elicollucci@uol.com.br

Elidiomar Ribeiro da Silva (Ephemeroptera)
Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro
Departamento de Ciências Naturais
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: elidiomar@gmail.com

Fabian Haas (Dermaptera)
FRES, State Museum of Natural History Stuttgart
Stuttgart, Germany
Email: haas.smns@naturkundemuseum-bw.de

Frederico Falcão Salles (Ephemeroptera)
Universidade Federal do Espírito Santo
Departamento de Ciências da Saúde, Biológicas e Agrárias
São Mateus, ES
E-mail: ffsalles@gmail.com

Gabriel Augusto Rodrigues de Melo (Morfologia Externa; Hymenoptera)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: garmelo@ufpr.br

Gláucia Marconato (Lepidoptera)
Universidade de São Paulo
Museu de Zoologia
E-mail: glaucia_marconato@yahoo.com.br

Henrique Paprocki (Trichoptera)
Pontíficia Universidade Católica de Minas Gerais
Museu de Ciências Naturais
Belo Horizonte, MG
E-mail: paprocki@pucminas.br

Janira Martins Costa (Odonata)
Museu Nacional do Rio de Janeiro
Departamento de Entomologia
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: jcosta@globo.com

Jeyaraney Kathirithamby (Strepsiptera)
Oxford University
Department of Zoology
Oxford, Inglaterra
E-mail: Jeyaraney.kathirithamby@zoo.ox.ac.uk

Joachim Ulrich Adis† (Diplura, Thysanura), *In memorian* (1950 - 2007)
Max-Planck-Institute für Limnology

Jocélia Grazia (Hemiptera, Heteroptera)
Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Departamento de Zoologia
Porto Alegre, RS
E-mail: jocelia@ufrgs.br

José Albertino Rafael (Chave para as ordens - adultos; Protura; Zoraptera; Diptera)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: jarafael@inpa.gov.br

José Antônio Marin Fernandes (Hemiptera, Heteroptera)
Universidade Federal do Pará
Centro de Ciências Biológicas
Belém, PA
E-mail: joseamf@ufpa.br

José Camilo Bedano (Protura)
Universidad Nacional de Río Cuarto,
Departamento de Geología,
Rio Cuarto, Córdoba, Argentina.
E-mail: jbedano@exa.unrc.edu.ar

José Wellington de Morais (Diplura)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: morais@inpa.gov.br

Juliana Chamorro (Orthoptera)
Universidade Federal de Viçosa
Departamento de Biologia Geral
Viçosa, MG
E-mail: julianachamorro@yahoo.es

Laurence Alfred Mound (Thysanoptera)
CSIRO Entomology
Canberra, Australia
E-mail: Laurence.Mound@csiro.au

Lúcia Massutti de Almeida (Coleta, montagem, preservação e métodos para estudo)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: lalmeida@ufpr.br

Luciane Marinoni (Breve histórico da Entomologia brasileira; Coleta, montagem, preservação e métodos para estudo)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: lmarinoni@ufpr.br

Luis Fernando Mendes (Zygentoma)
Instituto de Investigação Científica Tropical
Lisboa, Portugal
E-mail: luis.mendes@iict.pt

Marcelo Duarte (Lepidoptera)
Universidade de São Paulo
Museu de Zoologia
E-mail: mduartes@usp.br

Márcia Souto Couri (Diptera)
Museu Nacional do Rio de Janeiro
Departamento de Entomologia
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: courimarcia@gmail.com

Marcos Gonçalves Lhano (Orthoptera)
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas
Cruz das Almas, BA
E-mail: marcos@ufrb.edu.br

Mirian David Marques (Anatomia Interna e Fisiologia)
Universidade de São Paulo
Museu de Zoologia
E-mail: mimarque@usp.br

Mirna Martins Casagrande (Lepidoptera)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: mibras@ufpr.br

Neusa Hamada (Megaloptera)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: nhamada@inpa.gov.br

Norman Dale Penny (Neuroptera)
California Academy of Sciences
Departament of Entomology
San Francisco, EUA
E-mail: npenny@calacademy.org

Oliver Zompro (Phasmatodea)
Max-Planck-Institut für Evolutionsbiologie
AG Tropenökologie,
Plön, Alemanha
E-mail: o.zompro@sungaya.de

Patrícia Jacqueline Thyssen (Entomologia forense, miíases e terapia larval)
Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho.
Departamento de Parasitologia
Botucatu, SP
E-mail: thyssenpj@yahoo.com.br

Paulo dos Santos Terra (Mantodea)
Universidade Estadual de Santa Cruz
Departamento de Ciências Biológicas
Ilhéus, BA
E-mail: psterra@hotmail.com

Pedro Marcos Linardi (Phthiraptera; Siphonaptera)
Universidade Federal de Minas Gerais
Departamento de Parasitologia, ICB
Belo Horizonte, MG
E-mail: linardi@icb.ufmg.br

Philippe Grandcolas (Blattaria)
Muséum National d'Histoire Naturelle
Département Systématique et Evolution
Bâtiment Entomologie
Paris, França
E-mail: pg@mnhn.fr

Reginaldo Constantino (Princípios de sistemática; Isoptera; Glossário; Índice Taxonômico)
Universidade de Brasília
Departamento de Zoologia
Brasília, DF
E-mail: constant@unb.br

Renata Chiarini Monteiro Cônsoli (Thysanoptera)
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"
Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola
Piracicaba, SP
E-mail: renatathrips@yahoo.com

Renato Contin Marinoni† (Breve histórico da Entomologia brasileira), *In memorian* (1939 - 2011)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR

Renato José Pires Machado (Mecoptera)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: rjpmachado@gmail.com

Roberto Antonio Zucchi (Entomologia Agrícola)
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"
Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola
Piracicaba, SP
E-mail: razucchi@esalq.usp.br

Rodney Ramiro Cavicchioli (Hemiptera, Auchenorrhyncha)
Universidade Federal do Paraná
Departamento de Zoologia
Curitiba, PR
E-mail: cavich@ufpr.br

Rosaly Ale Rocha (Archaeognatha)
Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Coordenação de Biodiversidade
Manaus, AM
E-mail: alerocha@inpa.gov.br

Roseli Pellens (Blattaria)
Muséum National d'Histoire Naturelle
Département Systématique et Evolution
Bâtiment Entomologie
Paris, França
E-mail: pellens@mnhn.fr

Sergio Antonio Vanin (Filogenia e classificação)
Universidade de São Paulo
Instituto de Biociências
Departamento de Zoologia
São Paulo, SP
E-mail: savanin@ib.usp.br

Sérgio de Freitas (Neuroptera)
Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho"
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias
Departamento de Fitossanidade
Jaboticabal, SP
E-mail: serfre@fcav.unesp.br

Sergio Ide (Coleoptera)
Instituto Biológico
Centro de Pesquisas e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal
São Paulo, SP
E-mail: ide@biologico.sp.gov.br

Sinval Silveira Neto (Entomologia Agrícola)
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"
Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola
Piracicaba, SP
E-mail: ssilveir@esalq.usp.br

Sônia Aparecida Casari (Coleoptera)
Universidade de São Paulo
Museu de Zoologia
São Paulo, SP
E-mail: casari@usp.br

Tatiana Chrysostomo Santos (Odonata)
Museu Nacional do Rio de Janeiro
Departamento de Entomologia
Rio de Janeiro, RJ
E-mail: taticsantos42@yahoo.com.br

Vera Cristina Silva (Diptera)
Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho"
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias
Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal
Jaboticabal, SP
E-mail: vcsilva@fcav.unesp.br

Vera Regina dos Santos Wolff (Hemiptera, Sternorrhyncha)
Fundação Estadual de Pesquisa Agropecuária
Porto Alegre, RS
E-mail: vera-wolff@fepagro.rs.gov.br

LISTA DE CONSULTORES

Adelmar Gomes Bandeira, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, Brasil
Alberto Sendra Mocholi, Museu Valencia D'Historia Natural, Valencia, Espanha
Ana Maria Oliveira Pes, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil
Ângelo Machado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Brasil
Antonio Amovis Agudelo-Rondón, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil
Carlos José Einicker Lamas, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil
Carlos Roberto Sousa e Silva, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, Brasil
Cláudio Gilberto Froehlich, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, Brasil
Claudio José Barros de Carvalho, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Brasil
Cristiane Pujol, Ministério da Saúde, Brasília, Brasil
Dalton de Souza Amorim, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, Brasil
Eduardo Dominguez, Universidade de Tucumán, Tucumán, Argentina
Eliana Cancello, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil
Evaldo Vilela, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Brasil
Gabriel Augusto Rodrigues de Melo, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Brasil
Gervásio Silva Carvalho, Pontifície Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Brasil
Gisele Luziane de Almeida, Museu Nacional do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil
Gustavo Graciolli, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, Brasil
Hélcio Gil-Santana, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil
José Albertino Rafael, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil
José Maria Cardoso da Silva, Conservation International, Belém, Brasil
José Roberto Pujol Luz, Universidade de Brasília, Brasília, Brasil
Klaus Klass, Museum für Tierkunde, Dresden, Alemanha
Lauro Jantsch, Aposentado, Porto Alegre, Brasil
Luis Espinasa, Shenandoah University, Winchester, EUA
Marcos Kogan, Oregon State University, Corvallis, EUA
Maria Cleide Mendonça, Museu Nacional do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil
Maria Marta Cigliano, Universidad de La Plata, La Plata, Argentina
Mark Culik, Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural, Vitória, Brasil
Michael Engel, University of Kansas, Kansas, EUA
Miguel Angel Monné Barrios, Museu Nacional do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil
Miquel Gaju-Ricart, Universidad de Córdoba, Córdoba, Espanha
Norman Dale Penny, California Academy of Sciences, San Francisco, EUA
Pitágoras C. Bispo, Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Assis, Brasil
Rafael Molero-Baltanas, Universidad de Córdoba, Espanha
Reginaldo Constantino, Universidade de Brasília, Brasília, Brasil
Rosaly Ale Rocha, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil
Sergio Antonio Vanin, Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil
Sônia Aparecida Casari, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil
Sven Blader, Institut für Zoologie und Anthropologie, Göttingen, Alemanha

AGRADECIMENTOS

Nossos agradecimentos especiais a todos que não foram mencionados nos diferentes capítulos, mas contribuíram de forma significativa para a consecução deste livro. Ao **Francisco Felipe Xavier Filho**, técnico, entomólogo, fotógrafo e companheiro de muitas excursões; **Márcio Cutrim Moreira de Castro**, primeiro a dar apoio na vetorização das figuras; **Hugo Moreira Cáuper**, **Thiago de Carvalho Rocha** e **Williams Ricardo Neves da Cunha Júnior**, pela continuidade ao trabalho; **Fátima Seleme Zagonel**, pela confecção e preparação de muitas das figuras a traço que ilustram o livro; **Catarina da Silva Motta e Ana Maria Pes**, pelas identificações taxonômicas em várias fotos; e **Vera Cristina Silva** e **Miriam Silva Rafael**, pela leitura, correções e comentários nos diversos capítulos. À nova geração de entomólogos que contribuíram com identificações, fotografias digitais, digitalização de imagens e outras atividades essenciais para a consecução do livro: **Daniele Parizotto, Fábio Siqueira Pitaluga de Godoi, Gilcélia Melo Lourido, Júlia Calhau Almeida, Lisiane Wendt, Olívia Evangelista, Paschoal Coelho Grossi, Ramon Luciano Mello e Yana Karlla Lessa Alves Dantas**.

Ao **CNPq** (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico), pela concessão da bolsa produtividade aos editores (J.A. Rafael: 300.305/2007; G.A.R. Melo: 310.435/2006; C.J.B. de Carvalho: 300.873/2008; S.A. Casari: 300.884/2005 e R. Constantino: 307.605/2007) e pela concessão de auxílio financeiro para a publicação do livro, no âmbito do edital Encomendas CT-Agronegócio 2008/2009/2010 (AI). Processo 559.733/2010-0.

À **FAPEAM** (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas), pelos dois recursos financeiros concedidos. O primeiro, em 2004, para pagamento de ilustrações e o segundo, em 2010, no âmbito do edital de Apoio a Publicações Científicas – Biblos, processo 1922/2010, para a publicação do livro.

Agradecemos, também, a todos os consultores, listados na página anterior, pela leitura crítica e comentários que contribuíram para a qualidade dos textos.

LISTA DE ABREVIATURAS

Abreviaturas usadas nas legendas das figuras:

va, vista anterior
vad, vista ântero-dorsal
vav, vista ântero-ventral
vd, vista dorsal
vdl, vista dorso-lateral
vf, vista frontal
vfl, vista fronto-lateral
vl, vista lateral
vli, vista látero-interna
vp, vista posterior
vpd, vista póstero-dorsal
vpv, vista póstero-ventral
vv, vista ventral
vvl, vista ventro-lateral

PREFÁCIO

Insetos é o nome popular para todos Hexapoda, que constitui o grupo mais diversificado de organismos sobre a terra, representando cerca de 60% de todas as espécies conhecidas. Apesar de seu pequeno tamanho, os insetos assumem uma importância socio-econômica muito grande devido a sua diversidade e abundância em ecossistemas naturais e antrópicos. Embora geralmente vistos como nocivos, especialmente como pragas e transmissores de doenças, muitas espécies têm ações benéficas à espécie humana. Dentre esses, destacam-se a polinização das plantas, controle biológico de insetos-praga e ação sobre os processos de decomposição da matéria orgânica, reciclagem de nutrientes e manutenção da fertilidade dos solos. Vários produtos de insetos possuem valor comercial e correspondem a atividades econômicas significativas, como a apicultura e a produção de seda. Insetos são fontes importantes de substâncias bioativas com potencial valor comercial, especialmente na área farmacêutica. Devido a seu pequeno tamanho e ciclo de vida curto, podem ser criados em pequenos espaços com baixo custo, tornando-os excelentes modelos para estudos científicos, em áreas como genética e evolução, fisiologia e comportamento. Insetos também são considerados excelentes bioindicadores devido a sua grande diversidade e capacidade de dispersão, colonização e reprodução. No setor agrícola, os insetos fitófagos são responsáveis por grandes prejuízos, danificando plantas vivas e produtos armazenados. Insetos hematófagos causam problemas significativos na área de saúde pública, especialmente ao transmitir agentes patogênicos, que causam doenças como dengue, malária, febre amarela e mal-de-Chagas. A enorme variedade de formas, cores e hábitos dos insetos sempre atraiu a atenção das pessoas, tornando-os importantes também no folclore e nas artes.

O Brasil, devido a sua grande extensão territorial e variedade de biomas, é considerado o país com maior diversidade de insetos no mundo. O estudo dos insetos no Brasil tem uma longa tradição, que se iniciou com os estudos realizados por naturalistas estrangeiros durante o período colonial e se consolidou ao longo do século XX com o trabalho de vários grandes entomólogos brasileiros, que organizaram coleções, criaram cursos e centros de pesquisa. Apesar disso, ainda não tínhamos um tratado geral sobre a entomofauna brasileira adequado para o ensino de Entomologia. O único trabalho anterior nessa linha foi a série Insetos do Brasil, resultado do esforço e talento individual de Ângelo Moreira da Costa Lima, publicada entre 1938 e 1962. Foi uma obra importante, porém está desatualizada em muitos aspectos e não foi concluída. Este livro vem preencher esta lacuna.

O ensino de Entomologia no Brasil tem se baseado em obras produzidas em outras regiões e que são inadequadas para a nossa fauna. A falta de um tratado sobre a entomofauna brasileira tem sido um impedimento importante para o crescimento da Entomologia no Brasil. Essa foi a principal motivação que deu início ao trabalho de preparação da presente obra. Este livro é o resultado de um trabalho intenso de 70 entomólogos, realizado ao longo dos últimos dez anos. Ele vem preencher a necessidade de um livro atualizado, amplo e direcionado ao conhecimento da entomofauna brasileira em seus aspectos básicos e especialmente na identificação em nível de ordens, de famílias e de algumas das principais subfamílias. A carência de especialistas em algumas ordens no Brasil nos levou a buscar a colaboração de alguns especialistas estrangeiros. Todos os capítulos são atuais e esperamos que esta obra estimule a formação de novos entomólogos, especialmente sistematas. Que num futuro não muito distante possamos nos orgulhar de contar com especialistas em todas as ordens, em número suficiente para estudar nossa rica diversidade entomológica. Que sirva também de estímulo para a criação de novas coleções entomológicas, ampliação de outras e, acima de tudo, de base para a identificação dos acervos das diversas coleções brasileiras, valorizando-as ainda mais com as identificações. Que contribua ainda significativamente ao incremento do nosso conhecimento entomológico e que seja uma referência básica aos projetos de levantamento de insetos realizados em todas as regiões brasileiras ou mesmo em países vizinhos onde as informações aqui contidas possam ser úteis.

Uma informação importante é a quantificação do número de espécies conhecidas para cada ordem no Brasil (Tab. 1). Essa informação é baseada na avaliação dos autores de capítulo relativo às ordens de insetos e mostra o quanto cada ordem está representada em nosso país quando comparado com o número de espécies conhecidas no mundo. Apenas três ordens não estão presentes no Brasil: Grylloblattaria e Raphidioptera, que só ocorrem em regiões temperadas do hemisfério norte, e Mantophasmatodea, que só ocorre em desertos do sul da África. Entre as 30 ordens presentes, a percentagem de espécies registradas no Brasil em relação à fauna mundial descrita varia de 2% em Siphonaptera a 18% em Phthiraptera e Zoraptera, sendo que a percentagem para o número total de espécies de Hexapoda corresponde a 9%. A variação nessa proporção de espécies presentes no Brasil entre

Tabela I. Riqueza de insetos em cada ordem no mundo, no Brasil, e respectiva percentagem e estimativa para o Brasil.

Ordem	Número de espécies			
	Mundo	Brasil	Brasil (%)	Estimativa Brasil
Archaeognatha	493	25	5	150
Blattaria	4.000	644	16	3.000
Coleoptera	350.000	28.000	8	130.000
Collembola	7.500	231	3	5.000
Dermaptera	2.200	145	7	500
Diplura	850	37	4	400
Diptera	153.000	8.700	6	60.000
Embioptera	395	37	9	300
Ephemeroptera	4.000	199	5	600
Grylloblattaria	26	0	0	0
Hemiptera	89.000	10.200	11	30.000
Hymenoptera	130.000	10.000	7	70.000
Isoptera	2800	320	11	500
Lepidoptera	170.000	26.000	15	80.000
Mantodea	2.400	273	11	700
Mantophasmatodea	15	0	0	0
Mecoptera	680	23	4	100
Megaloptera	348	19	6	50
Neuroptera	6.000	359	6	1.000
Odonata	5.400	828	14	1.500
Orthoptera	33.000	1.480	5	5.000
Phasmatodea	3.000	220	7	600
Phthiraptera	5.000	900	18	2.000
Plecoptera	2.000	150	8	300
Protura	726	26	4	800
Psocoptera	5.560	425	7	2.000
Raphidioptera	220	0	0	0
Siphonaptera	3.000	60	2	90
Strepsiptera	611	34	5	200
Thysanoptera	5.800	520	9	2.000
Trichoptera	12.700	379	3	3.000
Zoraptera	34	6	18	30
Zygentoma	470	29	6	250
Total	1.001.228	90.269	9	400.070

as ordens em parte reflete o número de especialistas estudando nossa fauna. Algumas ordens nunca tiveram especialistas brasileiros e algumas apenas recentemente começaram a ser estudadas. No caso de Siphonaptera, a diversidade é realmente baixa no Brasil. As ordens com maior número de especialistas atualmente no país são as megadiversas, que correspondem a cerca de 92% das espécies registradas no Brasil: Hemiptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera e Coleoptera. Outro dado que expressa nossa diversidade de insetos é o registro de 58% das famílias no Brasil.

A estimativa para o número total de espécies de insetos descritos para o Brasil de pouco mais de 400.000 (Tab. 1) parece sensata e até conservadora. Certamente o número não é menor que esse. O número de espécies de insetos existentes, no entanto, pode ser muito maior considerando as estimativas existentes sobre o número total de espécies de insetos no mundo, que segundo alguns autores poderia ser superior a 30 milhões. Por meio dessa estimativa, conheceríamos menos de 30% da nossa entomofauna.

O ser humano tem a necessidade de conhecer os organismos com os quais convive na Terra e os entomólogos no país têm uma missão muito grande em face da enorme diversidade de espécies que temos no Brasil. A sociedade como um todo tem a responsabilidade de preservar os ambientes naturais para a manutenção das espécies viventes. Isso é uma questão ética e estética. Além disso, garantiria os importantes serviços ambientais por elas prestados.

Agradecemos a todos os autores pela participação e convivência direta ou indireta (principalmente eletrônica), durante os últimos dez anos. Alguns nem conhecemos pessoalmente, mas o intercâmbio de mensagens criou um laço de cumplicidade profissional que permanecerá em nossas lembranças. Apesar desse enorme esforço, este livro certamente contém lacunas e possivelmente algumas incorreções, especialmente devido à complexidade do tema e ao grande volume de informação. Solicitamos que as falhas encontradas sejam encaminhadas aos editores para que possamos corrigi-las nas futuras edições.

Esta obra é um grande passo para o avanço da Entomologia no Brasil. Por isso, esperamos sua continuidade por meio de atualizações periódicas e renovação da equipe de editores. Não podemos deixar mais a Entomologia brasileira carente de um texto básico para a formação de futuros entomólogos.

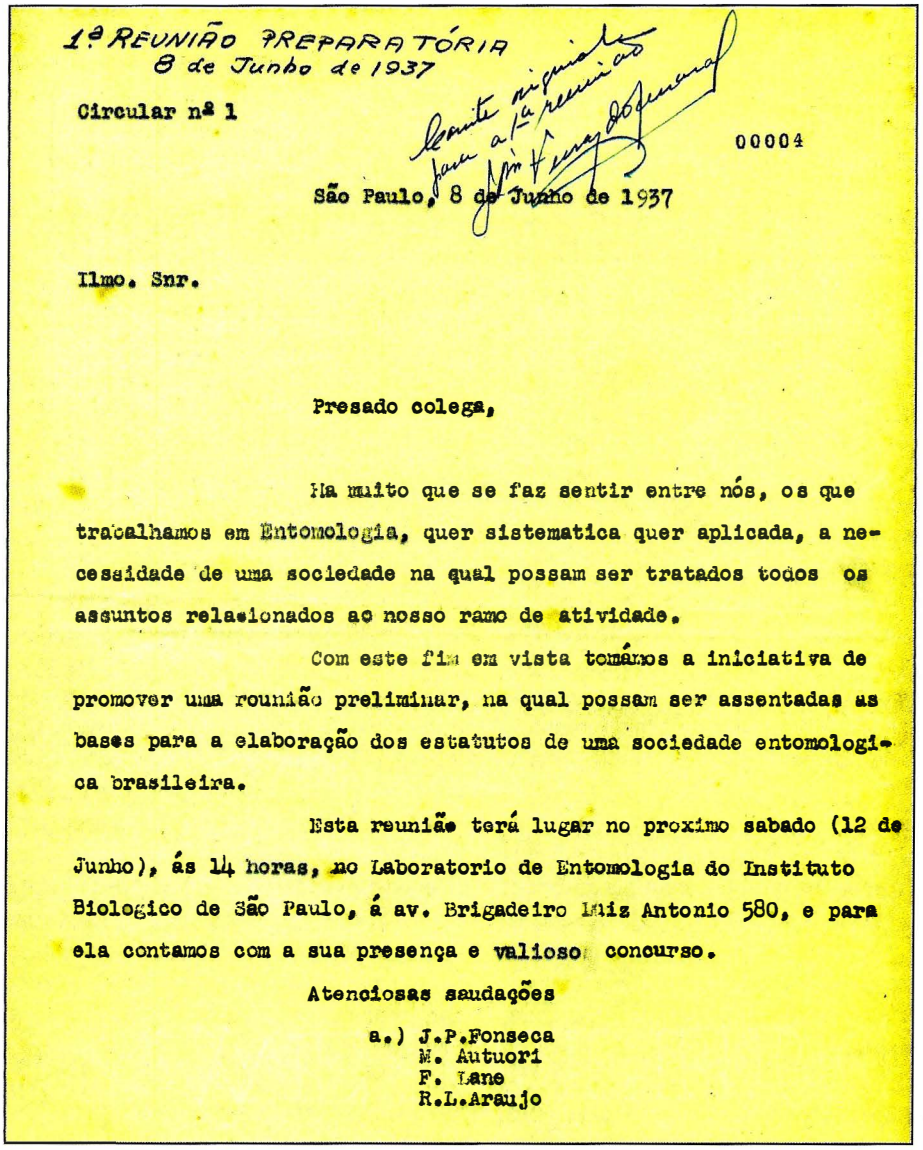
Críticas, correções e sugestões serão muito bem recebidas e podem ser enviadas aos editores pelo endereço <ibdt2012@gmail.com>. Este livro possui uma web site — <insetosdobrasil.inpa.gov.br>—, onde são disponibilizadas informações, textos explicativos, correções e atualizações, bem como fotografias de insetos da fauna brasileira, dentre outros.

José Albertino Rafael
Gabriel A. R. Melo
Claudio J. B. de Carvalho
Sônia A. Casari
Reginaldo Constantino

Capítulo 1

BREVE HISTÓRICO DA ENTOMOLOGIA BRASILEIRA

Renato C. Marinoni†
Luciane Marinoni



1ª REUNIÃO PREPARATÓRIA
8 de Junho de 1937

Circular nº 1

00004

São Paulo, 8 de Junho de 1937

Ilmo. Snr.

Presado colega,

Ha muito que se faz sentir entre nós, os que tracalhamos em Entomologia, quer sistematica quer aplicada, a necessidade de uma sociedade na qual possam ser tratados todos os assuntos relacionados ao nosso ramo de atividade.

Com este fim em vista tomámos a iniciativa de promover uma rounião preliminar, na qual possam ser assentadas as bases para a elaboração dos estatutos de uma sociedade entomologica brasileira.

Esta reunião terá lugar no proximo sabado (12 de Junho), ás 14 horas, no Laboratorio de Entomologia do Instituto Biologico de São Paulo, á av. Brigadeiro Luiz Antonio 580, e para ela contamos com a sua presença e valioso concurso.

Atenciosas saudações

a.) J.P.Fonseca
M. Autuori
F. Lane
R.L.Araujo

Primeira convocatória que resultou na criação da Sociedade Brasileira de Entomologia

BREVE HISTÓRICO DA ENTOMOLOGIA BRASILEIRA

Renato C. Marinoni † (*in memoriam*)
Luciane Marinoni

Nosso conceito de entomologia brasileira foi o de considerá-la como produto de pesquisas feitas no Brasil, por brasileiros ou estrangeiros aqui radicados, mesmo que por curto período. Foi dado algum destaque aos pesquisadores que foram importantes para a institucionalização da entomologia, criando organismos de pesquisa ou executando atividades que a impulsionaram no contexto nacional e internacional. A atividade entomológica científica no Brasil foi parca no período colonial e emergente apenas em fins do século XIX, de maneira que este capítulo se alonga no século XX.

O século XVI. As poucas informações existentes sobre os insetos do Brasil colonial devem-se a estrangeiros que aqui estiveram, residiram por algum tempo ou que aqui se fixaram, mas cujos manuscritos só foram publicados séculos depois.

O primeiro foi Hans Staden (1525-1576), que discorreu sobre o bicho-do-pé, *Tunga* Jarocki (Siphonaptera) e algumas abelhas Meliponini (Staden 1557). O Pe. José de Anchieta (1534-1597), em sua famosa epístola de 1560, *Epistola quam plurimarum rerum naturalium quae S. Vicentii (nunc S. Pauli) provinciam incolunt sistens descriptionem*, mencionou as larvas comestíveis de bicho-da-taquara (Lepidoptera, Pyralidae), tanajuras, abelhas, moscas e mosquitos (*in* Anchieta 1988). Outro jesuíta, o Pe. Leonardo do Valle, em seu "Vocabulário na língua brasílica", por volta de 1585, apresentou a mais completa lista de nomes indígenas de insetos de todo o período colonial (Papavero & Teixeira 1999).

A figura mais importante de todo o período colonial foi Gabriel Soares de Souza, senhor de engenho na Bahia, que nos legou um primoroso livro sobre os produtos naturais do Brasil (manuscritos de 1587 e 1589, *in* Souza 1825, 1871). Houvesse sido impresso na época, seu livro estaria entre as melhores e mais relevantes obras renascentistas sobre história natural. Dedicou vários capítulos à fauna entomológica da Bahia, com muitas observações originais.

O século XVII. Com a invasão de franceses e holandeses no norte e nordeste do Brasil, houve alguma expansão no conhecimento da fauna de insetos do Brasil. No Maranhão, em 1614, isso se deveu ao trabalho do Pe. Claude d'Abbeville (1614). Da parte dos holandeses, aqui estiveram Jorge Marcgrave e Guilherme Piso, cientistas trazidos a Pernambuco pelo Conde Johan Moritz van Nassau-Siegen — que também encarregou vários artistas da representação de animais e plantas do Brasil, entre elas vários insetos; esses desenhos permaneceram inéditos por séculos, sendo finalmente publicados por Teixeira (1993, 1995). A importância da vinda de Marcgrave foi destacada por Costa Lima (1959), que considerou sua obra como o marco inicial da história da Entomologia Brasileira.

O século XVIII. O padre jesuíta João Daniel (1722-1776) citou muitos insetos do Rio Amazonas (Daniel 1976; Papavero *et al.* 1999). O arquiteto Antonio Giuseppe Landi (1713-1791), construtor de muitos edifícios públicos e igrejas de Belém, escreveu ao redor do ano de 1772 *Descrizione de varie piante, frutti, animali, passeri, biscie, e altri simili cose che si ritrovano in questa Cappitania del Gran Parà*, tendo dedicado algumas linhas aos insetos, citando pela primeira vez para a Amazônia a jequitiranaboia (Hemiptera, Auchenorrhyncha) e o que se pode interpretar como a primeiríssima citação das larvas Agromyzidae (Diptera), minadores de folhas (Papavero *et al.* 2002).

Sobre a história natural de várias partes do Brasil, mas principalmente do Mato Grosso, Joseph Barbosa de Sáa deixou um importante manuscrito e verdadeira monografia, com muitas informações sobre insetos em geral (Teixeira & Papavero 2002).

Vicente Coelho da Silva Telles, nascido em Minas Gerais, publicou um artigo sobre os Meliponini brasileiros, talvez o primeiro trabalho puramente entomológico escrito por um pesquisador nascido no Brasil (Telles 1799, *apud* Papavero 1999b). Manuel Arruda da Câmara publicou em 1799 uma Memória sobre a cultura dos algodoeiros, onde descreveu vários insetos associados a essa planta (Câmara 1799, Mello 1982).

O Reino e o Império

A fundação do Museu Real no Rio de Janeiro (1818). Dom João VI, o Príncipe-Regente, desembarcou no Rio de Janeiro em 7 de março de 1808. O Brasil foi então elevado a Reino Unido, com Portugal e Algarves. D. João VI criou uma série de instituições importantíssimas, tais como a Biblioteca Nacional, o Jardim Botânico e o Museu Real, entre outras.

O Museu Real foi criado em 1818, sendo o museu mais antigo das Américas com vida ininterrupta. Passou depois a Museu Imperial (1824) e, finalmente, a Museu Nacional (FIOCRUZ 2006). O Museu Real, na sua fundação, tinha como função "propagar os conhecimentos e estudos das ciências naturais no Reino do Brasil, que encerra em si milhares de objetos dignos de observação e exame e que podem ser empregados em benefício do comércio, da indústria e das artes". A partir de 1824, já como Museu Imperial, em troca de apoio governamental, vários naturalistas estrangeiros cederam parte do material colhido em suas viagens, como Georg Heinrich von Langsdorff (Barão de Langsdorff), Friedrich Sellow, Johann Natterer, Auguste François Cesar Provençal de Saint-Hilaire. Além desses, incluem-se ainda Francesco Riccardo Zani, Rochus Schuch e um certo Prégent (Papavero 1971). No entanto, as doações ao Museu Imperial corresponderam a uma diminuta fração do material que enviaram às instituições de seus países de origem. Foram muitas as expedições que vieram coletar material de história natural no País, seja na costa, seja no interior. Para o roteiro das principais expedições feitas ao Brasil no século XIX e o destino do material coletado, ver Urban (1908), Garcia (1922), Hoehne (1942) e Papavero (1971, 1973).

A primeira referência à presença de um entomólogo no Museu Imperial é a de Emílio Augusto Goeldi (1859-1917). Em 1884, recebeu um convite do Imperador D. Pedro II e veio ao Brasil movido por seu interesse científico, para ocupar o cargo de subdiretor da seção de zoologia do Museu Nacional do Rio de Janeiro, no qual trabalhou até a proclamação da República (1885-1890), tendo publicado vários trabalhos sobre *Phylloxera* Rondani (Hemiptera, Sternorrhyncha). Seguem-se os nomes de Carlos Moreira (1869-1946), naturalista-entomólogo, e de Alípio de Miranda Ribeiro (1874-1939), naturalista-ajudante de zoologia (ambos citados adiante). Antes deles, houve a participação de Fritz Müller e Hermann von Ihering, contratados como naturalistas viajantes.

O "principe dos observadores"— Fritz Müller (1822-1897). Fritz Müller nasceu em Erfurt, Alemanha. Estudou Medicina em Greifswald e, em 1852, juntamente com outros familiares, desembarcou na Ilha de São Francisco, litoral da então Província de Santa Catarina. Lecionou matemática no Lyceu da Villa de Nossa Senhora do Desterro, atual Florianópolis. Nessa época, trabalhou também para o governo da província como naturalista. Publicou o livro *Für Darwin* e, depois de publicar um estudo sobre térmitas, produziu sua primeira descrição de uma nova espécie, *Anoplotermes pacificus* Müller (Isoptera), em 1873. Em 1876, foi contratado como naturalista-viajante pelo Museu Imperial do Rio de Janeiro. Em seu primeiro trabalho como membro da instituição (Müller 1877) e em outros subsequentes, seu nome foi grafado como Frederico. No ano de 1881, reapareceu com o nome original, Fritz. Em 1891, após a implantação da República, solicitado a transferir-se para o Rio de Janeiro, já que sempre residira em Blumenau, desistiu do cargo. Em 1893, sofreu das mesmas agruras pelas quais já havia passado na Alemanha, antes de emigrar para o Brasil. Foi preso em Blumenau e esteve a ponto de ser fuzilado com outros presos em razão de seus ideais de liberdade. Continuou trabalhando em Blumenau, onde faleceu em 1897 (Lacerda 1899).

Fritz Müller publicou cerca de 250 artigos científicos, em diversos idiomas — alemão, inglês, latim, francês e português (Möller 1915). Os trabalhos entomológicos, em número de 84, versaram sobre Isoptera, Lepidoptera, Trichoptera, Hymenoptera, Hemiptera (Auchenorrhyncha), Diptera e Coleoptera.

Dois capítulos são notáveis na vida científica desse naturalista. Em 1859, Darwin publicou *On the origin of species by means of natural selection*. Fritz Müller passou a ser, então, um defensor dessa teoria e trocou correspondências com o próprio Darwin. O primeiro capítulo publicado na Alemanha, *Für Darwin*, onde inseria elementos para demonstrar aquela teoria, publicado por Darwin em inglês em 1869 como *Facts and arguments for Darwin*. A tradução desse livro para o português foi feita por Nomura (2006). Darwin o considerava "o príncipe dos observadores" tendo lhe sugerido que escrevesse um livro intitulado *Notas de um naturalista do sul do Brasil*, que nunca foi concretizado. Sua capacidade investigadora fica muito clara com trabalhos nos anos de 1878 e 1879, quando publicou estudos sobre mimetismo. A esse respeito, assim escreveu Ihering (1898): "Muito o preocupou o assunto do mimetismo, modificando ele a teoria de Bates. Referiu-se especialmente às borboletas, que pela sua forma e colorido se assemelham a outras, provando que as espécies imitadas, por serem pelos pássaros desprezadas pelo seu mau gosto, gozam de propriedades protetoras que faltam às espécies que as imitam e aparecem em menor número". Esse tipo de mimetismo ficou conhecido como mimetismo mulleriano, e aquele indicado por Bates, mimetismo batesiano.

Publicações por brasileiros no século XIX. A maioria das publicações entomológicas no século XIX tratava fundamentalmente de insetos que tinham uma relação direta com o homem, seja referente à saúde humana, animal ou vegetal, seja pelo aspecto utilitário. Destacam-se trabalhos sobre meliponínios do Piauí (Castello-Branco 1845, *apud* Papavero 1999a), apicultura (Burlamaqui 1864), insetos na indústria - abelhas e bichos de seda (Silva 1874) — e sobre a extinção dos formigueiros (Lessa 1882). A partir de 1882, há referências aos trabalhos de Gustavo R. P. d'Utra, em entomologia agrícola (d'Utra 1882, 1883, 1899), versando sobre diferentes pragas da mandioca e da cana-de-açúcar. Seus trabalhos na área agronômica (foi quem possivelmente introduziu a cultura da soja no Brasil, através do estado da Bahia) levaram-no à Direção do Instituto Agronômico de Campinas, pelo período de

oito anos (1898-1906), quando publicou vários trabalhos sobre afídeos, lepidópteros, coleópteros, hemípteros e himenópteros que atacavam diferentes culturas agrícolas. Seguem-se ainda trabalhos de Mascarenhas (1883) sobre formigas de São Matheus, de Müller (1888) sobre meliponini, de Magalhães (1892) sobre miíases, de Peckolt (1893) sobre pragas do café do Brasil, de Joly (1896) sobre pragas do cafeeiro, de Mabilde (1896) sobre borboletas do Rio Grande do Sul e de Souza (1897) sobre pragas de culturas.

Também em fins do século XIX, José de Campos Novaes, membro do Instituto Agronômico de Campinas, foi responsável por uma série de artigos sobre pragas agrícolas, da mesma forma que Carlos Moreira, naturalista-entomólogo do Museu Nacional do Rio de Janeiro, ajudante-desenhista, em 1888. Ele foi subdiretor da seção de zoologia em 1896 e diretor interino do Museu entre 1916 e 1918.

Museus de História Natural no final do século XIX

A fundação da "Associação Philomatica" e do Museu Paraense em Belém. A estada em Belém de Louis Agassiz em meados de 1866 influenciou bastante os intelectuais belenenses e instigou Domingos Soares Ferreira Penna a fundar o Museu Paraense. A 6 de outubro de 1866, foi formada uma "Associação Philomatica", encarregada de planejar o Museu Paraense. Ferreira Penna foi seu primeiro diretor, permanecendo até 1883. Faleceu a 6 de janeiro de 1888, sendo-lhe poupada a dor de ver o Museu fechado pelo Governo da Província, pressionado pelos deputados, que achavam que o Museu era um peso morto, uma repartição inútil.

Com o advento da República, o Museu foi reaberto em maio de 1891. Em 1893, o Governador do Pará, Lauro Sodré, sabendo que vivia em Teresópolis o zoólogo Emílio Augusto Goeldi, demitido do Museu Nacional, convidou-o a ser o Diretor do Museu, a fim de restaurá-lo conforme as normas científicas mais modernas. Goeldi aceitou e, em 1895, chegou a Belém. Desde então até 1907, por sua ação, o museu firmou-se como importante instituição no estudo da fauna e flora da Amazônia, participando também das pesquisas de moléstias transmissíveis por insetos. De 1898 a 1911, com o argumento de salvaguardar parte do acervo do Museu — que iria, segundo ele, fatalmente se deteriorar sob o clima tropical —, Goeldi enviou grandes coleções arqueológicas e zoológicas para o Naturhistorisches Museum de Berna, na Suíça (Gunter *et al.* 1993). Só a coleção entomológica subia a 9.500 exemplares, incluindo muitos síntipos de Adolph Ducke (Obrecht & Huber 1993; Goeldi 2000).

Em 1900, por sua significativa colaboração no encaminhamento das discussões que levaram à anexação definitiva do Amapá ao Brasil, o museu passou a denominar-se Museu Goeldi. Goeldi apresentou importantes trabalhos tratando dos mosquitos transmissores da febre amarela no Pará (Sanjad 2003). Na ocasião, preconizou várias formas de atuação para minimizar a ação dos mosquitos na transmissão não apenas da febre amarela, mas também da malária e da filariose.

Adolph Ducke (1876-1959) foi para Belém em 1899 a convite de Goeldi, que lhe incumbiu da coleta e preparação de insetos, bem como da organização das coleções entomológicas. Tendo sido discípulo de H. Friese, a maior autoridade em himenópteros da época na Europa, logo passou ao estudo das abelhas e produziu seu primeiro trabalho sobre abelhas do Pará. Descreveu muitas espécies novas e fez estudos sobre comportamento. Seu material-tipo está em parte no Museu Goeldi, mas também espalhado por museus de São Paulo, Berlim, Berna, Frankfurt, Genebra, Paris e Zurique (Overal 1978; Richards 1978; Nascimento 1979; Obrecht & Huber 1993; Carpenter 1999).

Jacques Huber, um botânico que em 1895 havia sido admitido como colaborador de Goeldi, publicou um trabalho sobre saúvas. Foi a esse botânico que Adolph Ducke seguiu cientificamente, passando do estudo dos insetos para o das plantas por volta de 1915.

A partir de 1914, com a desvalorização da borracha no mercado internacional, a economia amazônica sofreu uma *débacle*, inviabilizando a manutenção do Estado. Consequentemente, o Museu Paraense teve suas atividades científicas e educacionais diminuídas. Entre 1920 e 1931, manteve-se quase que em completa inatividade. Dessa época, há apenas o registro da atividade de Alois Strympl, naturalista do Museu, que se dedicou ao estudo de *Agrias* Doubleday (Lepidoptera, Nymphalidae). Em 1934, Gottfried Hagmann (1874-1946), que havia ingressado no Museu em 1889 e se demitido em 1904, voltou a trabalhar na instituição. Pesquisou principalmente os vertebrados, mas publicou alguns estudos sobre lepidópteros, como o de Syntomiidae do Estado do Pará. Em 1930, o interventor do Estado do Pará, Joaquim de Magalhães Barata empreendeu a restauração de todos os departamentos administrativos do Governo, entre eles o Museu Goeldi. Por Decreto de 3 de novembro de 1931, fez voltar a tradicional denominação de Museu Paraense, mas considerando que o nome de Goeldi era justa homenagem do Estado ao cientista que havia tornado famosa essa instituição, ela recebeu a sua denominação atual, Museu Paraense Emílio Goeldi (Cunha 1989).

O Museu Paulista. Em 1893, a partir do acervo do Museu Sertório, foi criada a seção de Zoologia do Museu Paulista. Foi formalmente inaugurado em 7 de setembro de 1895. Hermann Friedrich Albrecht von Ihering (1850-1930), alemão, vivendo no Brasil desde 1880, foi o primeiro diretor da seção (Taddei *et al.* 2006). Produziu importantes trabalhos teóricos sobre biogeografia que alcançaram repercussão internacional. O primeiro registro de um trabalho seu em entomologia foi em 1896, quando descreveu uma vespa, *Polybia paulista* Ihering (Hymenoptera, Vespidae). A esse seguiu-se um longo trabalho sobre os piolhos vegetais Phytophthires (Hemiptera, Sternorrhyncha).

Além de von Ihering, as primeiras referências a entomólogos trabalhando na instituição citam o americano Adolph Hempel (1870-1949). Seu primeiro trabalho publicado no país tratou de uma cochonilha que ataca a jabuticabeira (Ide *et al.* 2006). Com sua saída do Museu Paulista, em 1899,

entrou no seu lugar o alemão Curt Schrottky (1879-1937). Os trabalhos de Schrottky surgiram a partir de 1901, versando sobre Apoidea e Vespidae brasileiros. Em 1903, Rodolpho von Ihering (1883-1939), filho de Hermann von Ihering, iniciou seus trabalhos no Museu, do qual se retirou quando seu pai foi demitido em razão de sua origem alemã, por ocasião da Primeira Guerra. Dedicando-se à entomologia, publicou principalmente estudos sobre entomologia agrícola durante cerca de 30 anos. Nos últimos anos de sua vida, dedicou-se à piscicultura. Alguns anos depois da admissão de Rodolpho von Ihering, surge outro nome importante para a entomologia brasileira, Hermann Luederwaldt (1865-1934). Teria sido contratado como um jardineiro para organizar os jardins do Museu Paulista. No entanto, mais que jardineiro, seria um paisagista no conceito atual, pois foi o responsável pelos desenhos e pela indicação das plantas que ornamentariam o jardim. Envolveu-se, então, com a organização de coleções zoológicas, que teriam sido o ponto de partida das coleções atuais. Como naturalista, além de trabalhos em botânica, produziu muitos trabalhos em entomologia, principalmente em Lamellicornia (Coleoptera). Dentre outros feitos, Luederwaldt enviava material para o exterior para ser identificado por especialistas. Um exemplo foi o envio de besouros para E. Gounelle, no Museu de História Natural de Paris, e de dípteros para G. Enderlein (na Alemanha), que ficava com os tipos.

Em 1919, José Pinto da Fonseca (1896-1982) ingressou na instituição como naturalista viajante. Tornou-se entomologista a partir de 1921, tendo sido um dos mais profícuos pesquisadores brasileiros; produziu seu primeiro trabalho em coautoria com Luederwaldt em 1923, produto de uma excursão realizada por ambos à ilha dos Alcatrazes, em São Paulo. Permaneceu na instituição até 1928, transferindo-se para o Instituto Biológico.

Na década 1930-1939, vários foram os entomólogos que iniciaram seus trabalhos no Museu Paulista. Destacaram-se Frederico Lane (1901-1979), no estudo dos Cerambycidae (Coleoptera), e Lindolpho Rocha Guimarães (1908-1998), no estudo dos Mallophaga, Siphonaptera e alguns grupos parasitas de Diptera. Ambos publicaram seus primeiros trabalhos como coautores de Samuel B. Pessoa (1898-1976), importante parasitologista brasileiro (Phthiraptera Central 2006).

O Museu Paranaense. Agostinho Ermelino de Leão e José Candido Murici foram os criadores do Museu Paranaense, inaugurado em setembro de 1876, em Curitiba. Seria, assim, o terceiro museu brasileiro, com peças históricas, artefatos indígenas, moedas, pedras, insetos e pássaros. Somente em fins da década de 1940, quando José Loureiro Fernandes assumiu a Direção, o museu iniciou suas atividades baseadas em uma metodologia científica, visando o desenvolvimento de pesquisas, além da sua função de divulgação cultural, através de exposições nas diferentes áreas de conhecimento (Fernandes 1941). O museu, reorganizado em seções em 1939, teve como primeiro diretor da Zoologia o Padre Jesus Santiago Moure, que realizou pesquisas em sistemática de Apoidea (Hymenoptera). Rudolf Bruno Lange também teve pesquisa em comportamento de abelhas. Em 1956, o Museu teve as áreas de ciências naturais desmembradas para criar o Instituto de História Natural, permanecendo até os dias atuais apenas com áreas de ciências humanas: arqueologia, antropologia, história e numismática. O Instituto de História Natural foi posteriormente denominado Instituto de Defesa do Patrimônio Natural, já então vinculado à Secretaria de Agricultura do Estado. Após essas mudanças de níveis de administração pública e de sedes, as coleções zoológicas e o acervo bibliográfico vieram a fazer parte do acervo do atual Museu de História Natural Capão da Imbuia, sob administração da Prefeitura Municipal de Curitiba.

O Museu Rocha, de Fortaleza. Francisco Dias da Rocha (1869-1960), a partir de 1898, criou o Museu Rocha, na cidade de Fortaleza, tendo editado um periódico no qual publicou vários trabalhos sobre insetos (1908-1954). Paiva (2002) fornece preciosos dados sobre sua biografia, sobre o acervo do Museu Rocha em 1908, os especialistas que identificaram as coleções, os trabalhos publicados e o triste fim de todo esse acervo, disperso por várias instituições e finalmente perdido.

Principais instituições no Século XX

Foram os estudos para o conhecimento de moléstias que afetavam o homem, animais domésticos e a agricultura que levaram ao desenvolvimento notável da entomologia brasileira, apesar de alguns trabalhos publicados em taxonomia geral.

A maleita e a febre amarela, que grassavam nas regiões mais quentes do Brasil durante o fim do século XIX e começo do XX, foram responsáveis pelos estudos experimentais para conhecimento dessas etiologias. Despontaram, nessa época, os nomes de Adolpho Lutz (1855-1940), no Instituto Bacteriológico de São Paulo, e de Oswaldo Cruz (1872-1917), no Instituto de Manguinhos, hoje Instituto Oswaldo Cruz. Outro acontecimento que deu impulso à entomologia médica foi o aparecimento de uma doença que atacava um grande número de pessoas no norte de Minas Gerais e que veio a ser identificada como uma tripanossomíase, tendo como vetor um hemíptero, o barbeiro *Triatoma infestans* Klug. A enfermidade passou a ser conhecida como doença de Chagas, em homenagem ao seu mais importante estudioso, Carlos Chagas (1879–1934) (Carneiro 1963).

Se a malária e a febre amarela impulsionaram os estudos de entomologia médica e veterinária, a broca do café, *Hypothenemus hampei* (Ferrari) (Coleoptera, Scolytidae), impulsionou a entomologia experimental na área agrícola, a partir de um surto notável da praga na década de 1920. Nessa ocasião, para a pesquisa dessa praga, foi formada uma comissão por indicação do governo paulista, constituída por Arthur Neiva (1880-1943), Ângelo Moreira da Costa Lima (1887-1964) e Edmundo Navarro de Andrade (1881-1941). Após o relatório final dessa comissão, que propôs

várias formas de combate à praga, foi criada a "Commissão de Estudo e Debellação da Praga Cafeeira", composta por Arthur Neiva, Edmundo Navarro de Andrade e A. Queiroz Telles. Esses três pesquisadores foram responsáveis por várias publicações sobre a broca do café. A partir das atividades das duas comissões, desenvolveram-se vários estudos, que inclusive levaram à introdução da vespa-de-Uganda (parasita da broca do café), que veio a ser o marco inicial nas pesquisas em controle biológico de pragas no Brasil. Também como produto deste trabalho e pela ação de Arthur Neiva, criou-se o Instituto Biológico, em São Paulo, para dar continuidade aos trabalhos de pesquisa na área agrícola (Galeria de Inventores Brasileiros 2006; Costa Lima 1956).

A alta demanda por madeira de qualidade para a produção de postes e dormentes para a implantação e manutenção das vias férreas da Companhia Paulista de Estradas de Ferro propiciou a criação de hortos florestais, no início do século XX. No fim de 1903, Edmundo Navarro de Andrade foi designado diretor do Horto Florestal da Companhia, em Jundiaí. Ao longo dos anos, amealhou informações, ao mesmo tempo em que organizava uma coleção de insetos associados a essências florestais, hoje depositada no Departamento de Zoologia da Universidade Estadual Paulista, de Rio Claro. Em 1928, publicou aquele que talvez seja o trabalho pioneiro em entomologia florestal no Brasil: *Contribuição para o estudo da entomologia florestal paulista* (Ferraro 2005)

Os estudos taxonômicos no Brasil, por sua vez, desenvolveram-se a partir de ações isoladas de alguns pesquisadores profissionais e de amadores. Aliás, os pesquisadores da entomologia experimental médica e agrícola também produziram trabalhos taxonômicos, como uma imposição da necessidade de reconhecer os insetos que eram vetores das doenças ou agentes dos estragos nos produtos agrícolas.

A pesquisa taxonômica em entomologia desenvolveu-se nos museus como uma consequência natural das características funcionais dessas instituições, como foram os casos do Museu Nacional do Rio de Janeiro, Museu de Zoologia de São Paulo e Museu Paraense Emílio Goeldi, para citar os maiores. Tal situação, no entanto, não se observava nas instituições de ensino, onde a pesquisa em entomologia era voltada para as áreas aplicadas. Exceções foram a cadeira de Zoologia da Escola Superior de Agronomia Luiz de Queiroz e a de Zoologia da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras, da Universidade Federal do Paraná. Na primeira, a partir da década de 1920, mais precisamente em 1924, Salvador de Toledo Piza Junior (1898-1988) publicou descrições de espécies de insetos, mas parece ter sido a partir de 1936 que ele desenvolveu pesquisa taxonômica sem vínculo mais estreito com as necessidades do conhecimento de pragas agrícolas e florestais, ao estudar os Phasmatodea. Ainda na década de 1930, o Padre Jesus Santiago Moure, que havia iniciado seus estudos taxonômicos com Curculionidae (Coleoptera), participou da fundação da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade Federal do Paraná, e começou suas pesquisas para os Apoidea (Hymenoptera).

Instituto Oswaldo Cruz, ou Instituto de Manguinhos. Sua história confunde-se com a do próprio cientista que hoje lhe dá o nome. Em 1899, com a finalidade de produzir o soro para combate à peste bubônica, foi criado o "Instituto Sorotherapico Federal", na antiga Fazenda de Manguinhos, tendo como diretor o Barão de Pedro Affonso e, na direção técnica, Oswaldo Cruz. Apesar de a origem da instituição estar centrada em um objetivo produtivo — a aplicação de uma técnica biológica —, a primeira publicação científica de Osvaldo Cruz foi sobre culicídeos do Rio de Janeiro. De forma interessante, o trabalho não se refere ao Instituto Soroterápico, mas sim como uma contribuição do "autodenominado" Instituto de Manguinhos. Segundo autores de sua biografia, esse fato revelaria "o inconformismo do autor com a ideia de uma instituição meramente destinada à fabricação de soros e vacinas". Talvez isso seja corroborado pelo fato de que o primeiro Regimento Interno do Instituto Manguinhos, de 1908, atribuía à instituição as funções de uma verdadeira universidade, na qual se entremeavam obrigações de pesquisa e de ensino, e a orientação inicial compreendia o estudo das patologias do homem, dos animais e dos vegetais. Foi no trabalho de 1901 que apareceram os primeiros resultados com que Oswaldo Cruz daria embasamento a seus estudos para compreensão das doenças que o levariam a se tornar internacionalmente conhecido: febre amarela e malária. Descreveu, então, *Anopheles lutzi* Cruz (Diptera, Culicidae), nomeado em honra a Adolph Lutz, que nessa época trabalhava no Instituto Bacteriológico (hoje, Instituto Adolfo Lutz), em São Paulo. Seguiram-se outros trabalhos entomológicos do próprio Oswaldo Cruz, de Arthur Neiva e de Carlos Chagas. Em 1908, foi apresentada a primeira tese produzida dentro do Instituto, a de Antonio Gonçalves Peryassú (1879-1962), "Os culicídios do Brasil", que se tornou um trabalho clássico. Em 1909, Adolph Lutz, que havia se aposentado no Instituto Bacteriológico e se transferiu para o Rio, publicou seus dois primeiros trabalhos pelo Instituto Oswaldo Cruz, ambos sobre tabanídeos, em colaboração com Arthur Neiva (Egler 1963; Benchimol 2003; Colégio São Francisco 2006; Instituto Oswaldo Cruz 2006)

Mostrando sua vocação para a pesquisa, reconhecida prontamente por Oswaldo Cruz, em 1907 despontava aquele que já foi considerado "o pai da entomologia brasileira" por uns e "a figura máxima da entomologia brasileira" por outros — e ainda de "príncipe da entomologia brasileira", Ângelo Moreira da Costa Lima. Nessa ocasião, ingressou como acadêmico no "Serviço de Prophylaxia da Febre Amarella", do Ministério da Justiça e Negócios Interiores, então dirigido por Oswaldo Cruz. Por intervenção, Costa Lima passou a estar ligado ao Instituto de Manguinhos, produzindo trabalhos com Adolph Lutz e Arthur Neiva. No início de 1916, Costa Lima e mais treze cientistas, inclusive Alípio de Miranda Ribeiro, reuniram-se pela primeira vez para definir as bases para a criação da Academia Brasileira de Ciências, que ocorreu em 23 de julho do mesmo ano (Bloch 1968; Arruda 2006). Na década de 1920, César Ferreira Pinto (1896-1964) iniciou seus estudos com Arthur Neiva, com ele publicando estudos sobre anofelíneos e triatomíneos. Esses grupos predominaram em sua fecunda linha de pesquisa, que se estendeu até 1946. A década de 1930 talvez tenha sido aquela que propiciou o ingresso do maior número de entomólogos de renome nacional e internacional dentro do Instituto. Nessa época, surgiram os primeiros trabalhos de Lauro Pereira

Travassos (1890-1970) na área. O primeiro foi em 1931, sobre a mosca-do-berne, ele que viria a ser um grande lepidopterólogo e um grande entusiasta na formação de pesquisadores (Anônimo 1974; Instituto Oswaldo Cruz 2006). Foi em seu laboratório que Romualdo Ferreira de Almeida (1891-1969) começou a trabalhar, em 1936 (Travassos 1946). Em 1932, Hugo de Souza Lopes (1909-1991) começou suas publicações sobre Diptera, principalmente sarcofagídeos. Da mesma data, é o início dos trabalhos de Fábio Leoni Werneck (1894-1961), sobre Anoplura e Mallophaga. Em 1935, têm início as publicações de Herman Lent (1911-2004) sobre hemípteros. Lent foi um dos entomólogos brasileiros mais proficuos, com várias obras, principalmente sobre triatomíneos (Dias 2004; Jurberg & Santos 2004). Escreveu também sobre o desenvolvimento da entomologia no Instituto (Lent 1972). Octavio Mangabeira Filho (1912-1963), em 1938, apresentou seus primeiros trabalhos sobre flebotomíneos, que se tornaram referência para outros pesquisadores do táxon (Borgmeier 1963a). Apesar da presença de um grande número de entomólogos no Instituto, não havia nenhuma seção que abrigasse exclusivamente o estudo dos insetos, o que veio a acontecer apenas em 1942. Na década de 1940, houve o ingresso de Carlos Alberto Campos Seabra. Permaneceu cerca de dois anos no Instituto, mas continuou a ele ligado, pela grande amizade e admiração que nutria por Costa Lima, tendo publicado com ele vários trabalhos. Formado em Medicina, Seabra gostava da entomologia e, sendo de família abastada, dedicou-se à formação de coleções entomológicas. Com a saída de Olímpio da Fonseca da direção, pediu demissão. Foi por sua iniciativa que a família Campos Seabra criou o "Prêmio Costa Lima" (Borgmeier 1963b), conferido a grandes nomes da entomologia brasileira, durante os anos de 1962 a 1979. Na mesma década de 1940, Sebastião José de Oliveira (1918-2005) ingressou no Instituto, realizando estudos em Diptera (Messias 2005). Já na década de 1950, desponta o nome de Rudolf Barth (1913-1978), entomólogo-histólogo, que publicou inúmeros trabalhos sobre anatomia e histologia de diferentes órgãos e tecidos de diferentes grupos taxonômicos, principalmente Lepidoptera e Diptera, no que foi seguido por Dyrce Lacombe. Seguem-se os nomes de Marcos Kogan, que pouco permaneceu, transferindo-se para os Estados Unidos; Paulo Friedrich Bührnheim (1937-2001), estudando passalídeos (Coleoptera); e José Jurberg, estudando os hemípteros junto a H. Lent. Eles ingressaram no Instituto no início da década de 1960, época em que este era dirigido por Amílcar Viana Martins (1907-1990), também entomologista, mas vinculado à Faculdade de Medicina de Belo Horizonte.

Museu Nacional do Rio de Janeiro. No Museu Nacional (atualmente da Universidade Federal do Rio de Janeiro), os entomólogos que fizeram a passagem do século XIX para XX, foram Carlos Moreira, que, de ajudante-desenhista, em 1888, chegou a diretor interino do Museu entre 1916 e 1918, e Alípio de Miranda Ribeiro, naturalista, (naturalista-ajudante de zoologia, em 1897), que viria a publicar artigos sobre insetos, inclusive com a descrição de novas espécies (Mello Netto 1870; Lacerda 1905; Anônimo 1943).

Em 1910, criou-se no Museu um "Laboratório de Entomologia Agrícola". Ou seja, mesmo dentro de um museu, buscava-se constituir um organismo que pudesse atender a demanda pelo conhecimento aplicado de insetos que atacavam culturas vegetais. Tinha atribuições de "estudar os insetos indígenas e exóticos, nocivos e úteis à agricultura e às indústrias rurais, distribuindo os dados relativos aos insetos nocivos às colheitas, às frutas, árvores e produtos armazenados, indicando os meios de combatê-los; estudar as moléstias das plantas causadas por parasitas animais, indicando os processos para debelá-las; e manter em exposição no Museu, coleções de entomologia, além de atender às requisições do Ministério da Agricultura, Indústria e Comércio". Carlos Moreira foi seu diretor até 1920, quando passou a dirigir o Instituto Biológico de Defesa Agrícola, o qual também chefiou até 1934.

Vários foram os expoentes da ciência brasileira que trabalharam como entomólogos no Museu Nacional. Pode-se destacar, além dos já citados, Arthur Neiva, que foi seu diretor entre os anos de 1923 e 1927. Ele foi responsável pela transformação de Frei Tomás Borgmeier (1892-1975), de entomólogo amador a profissional no estudo de Formicidae (Hymenoptera), incluindo-o como Adjunto do Museu Nacional, em dedicação exclusiva, a partir de 1925, após a sua liberação pelos superiores da Província Franciscana (Kempf 1976). Eduardo May (1870-1956) foi admitido em 1922 como naturalista-viajante, tendo produzido vários trabalhos sobre lepidópteros, e se tornando um dos maiores impulsionadores da coleção deste grupo. Outro que iniciou suas pesquisas na área como amador, mas que soube pela sua perseverança e inteligência produzir intenso trabalho no estudo das borboletas, foi Romualdo Ferreira de Almeida. Funcionário dos Correios, também por influência de Arthur Neiva foi colocado à disposição do Instituto Oswaldo Cruz, em 1935, para se dedicar integralmente aos estudos. Depois de passar por diferentes instituições, chegou ao cargo de Naturalista ao ingressar no Museu Nacional, em 1944. Em sua homenagem, foi publicado um livro (Lane & Guimarães 1946) com um pouco da sua história (Travassos 1946; Lane 1946). Foram, ainda, nomes importantes no estudo de Lepidoptera José Oiticica Filho (1906-1964) e Alfredo Rei do Rego Barros. Roger Pierre Hypolite Arlé, ligado ao Museu desde 1933, realizou pesquisas em Hymenoptera e, depois em Collembola. José Candido de Melo Carvalho (1914-1994), estudioso dos Miridae (Hemiptera), ingressou no Museu Nacional em 1946, do qual foi membro importante não só pelo trabalho desenvolvido na entomologia, mas por sua participação como Diretor da instituição e por sua atuação no então Conselho Nacional de Pesquisa (CNPq), do qual chegou a Vice-presidente. Da mesma época, são Dalcy de Oliveira Albuquerque (1918-1982), pesquisador do Museu desde 1944, em Diptera, e Newton Dias dos Santos (1916-1989), também desde 1944, em Odonata. Com o tempo, foram admitidos Johann Becker (Hemiptera), Isolda Rocha e Silva Albuquerque (Blattaria), Rita Tibana (Diptera: Sarcophagidae), Janira Martins Costa (Odonata e Trichoptera), Luiz Soledade Otero (Sistemática e biologia de Lepidoptera e mantenedor do Borboletário de Seropédica), Márcia Souto Couri (Diptera), Maria Cleide de Mendonça (Collembola). Miguel Angel Monné Barrios, uruguaio, que fazia pesquisas no Museu de História Natural, em Montevidéu, desde 1963, tendo publicado vários trabalhos

em coautoria com C.M. Biezanko (Lepidoptera) e Dmytro Zajciw (1897-1977) (Cerambycidae), ingressou no Museu Nacional, no início dos anos 70. Trabalhou na coleção de Cerambycidae de Carlos Alberto Campos Seabra, que, com sua morte, foi incorporada ao acervo do Museu.

Museu de Zoologia de São Paulo. Em 1939, o Museu Paulista foi desmembrado, originando diversas instituições. Uma delas foi o Departamento de Zoologia, junto à Secretaria de Agricultura, Indústria e Comércio do Estado de São Paulo, para abrigar a Seção de Zoologia do Museu Paulista. A instituição viria a receber novamente o nome de museu quando foi incorporada pela Universidade de São Paulo, em 1969, passando a chamar-se Museu de Zoologia (Taddei *et al.* 2006).

O primeiro diretor do Departamento de Zoologia, por um curto período, foi Salvador de Toledo Piza Junior, que já tinha produzido inúmeros trabalhos em entomologia, ligado institucionalmente à Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. A década de 1940 foi importante para o desenvolvimento da entomologia dentro do Departamento de Zoologia. Foi nessa época que Messias Carrera (1907-1994), também um funcionário dos Correios, como Romualdo Ferreira de Almeida, iniciou um estágio junto a Frederico Lane, estudando os Diptera; em 1943, ingressou como Assistente na instituição. Foi o autor do livro *Entomologia para Você*, que durante muitos anos foi considerado fundamental para quem quisesse iniciar seus estudos em insetos.

Além de Messias Carrera, ingressaram no Departamento, Lauro Pereira Travassos Filho (1918-1989), egresso do Instituto Biológico, o Pe. Francisco Silvério Pereira (1913-1991), fazendo pesquisas em Scarabaeidae (Coleoptera), e Eduardo Navajas (1905-1962), também pesquisador de Coleoptera, principalmente Chrysomelidae e Elateridae. Maria Aparecida Vulcano, depois de publicar um trabalho sobre simulídeos em coautoria com John Lane, em 1943, na Revista de Entomologia, teve seu nome arrolado entre os pesquisadores do Departamento de Zoologia; posteriormente foi transferida para o Instituto Biológico. Essa parece ser a primeira referência à atividade de uma mulher na entomologia brasileira.

No fim da década de 1950 e nos anos 1960, vários foram os pesquisadores em entomologia que ingressaram no Departamento de Zoologia, alguns transferidos de outras instituições do Estado. Fundamental para este evento foi a brilhante administração de Carlos Alberto de Carvalho Pinto, Governador de São Paulo, que previu, em seu Plano de Ação, a contratação para o Departamento de quatro pesquisadores por ano. É dessa época o ingresso de vários eminentes entomólogos brasileiros. Ubirajara Ribeiro Martins de Souza, autoridade no estudo dos Cerambycidae (Coleoptera) neotropicais, presidiu a Sociedade Brasileira de Entomologia, cuja revista foi por ele editada por muitos anos, e foi membro da Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica desde 1989. Hans Reichardt Filho (1939-1976) era estudioso dos Coleoptera, principalmente Carabidae — foi Presidente da Sociedade Brasileira de Entomologia e editor da ***Revista Brasileira de Entomologia*** (Anônimo 1977b). Nelson Papavero, pesquisador na área de Diptera, com a publicação de uma enorme quantidade de trabalhos, foi um dos introdutores da Sistemática Filogenética no Brasil, formulador e coordenador do Programa Nacional de Zoologia (PNZ), e presidente da Sociedade Brasileira de Zoologia por vários anos e criador da Revista Brasileira de Zoologia. Ingressaram posteriormente vários pesquisadores. Nelson Bernardi, estudando Diptera, também foi um dos primeiros teóricos e introdutores da Sistemática Filogenética no Brasil. Cleide Costa, especialista em Elateridae (Coleoptera), sobre os quais publicou vários trabalhos, tem feito amplos estudos com larvas de insetos, tendo publicado inclusive dois livros sobre o tema. José Henrique Guimarães, também pesquisador dos dípteros, foi um dos pioneiros nos estudos de insetos sinantrópicos. Francisca Carolina do Val, outra dipteróloga do museu, começou estudando os Pantophthalmidae para depois se concentrar no estudo de Drosophilidae. Neste tempo, o Museu de Zoologia beneficiou-se com a entrada desses entomólogos, mas acabou perdendo com a transferência de Werner Bokermann, para o Parque Zoológico de São Paulo, e do Pe. Francisco Silvério Pereira, Karol Lenko e Maria Aparecida Vulcano para o Instituto Biológico, com o que ficaram a descoberto os estudos de várias famílias de coleópteros, de himenópteros e de dípteros.

Nos anos seguintes, há a presença de Miriam David Marques, que se dedicou às pesquisas em cronobiologia de insetos, e, mais recentemente, Sônia Aparecida Casari (Coleoptera), Carlos Roberto Ferreira Brandão (Hymenoptera, Formicidae) e Eliana Marques Cancello (Isoptera).

De alto significado para o Museu foi a incorporação, por compra ou doação, de várias coleções entomológicas e bibliográficas. As bibliotecas mais importantes foram as de Hans Reichardt Filho, Renato Lion de Araujo, Walter Wolfgang Franz Kempf, José Pinto da Fonseca, Richard von Diringshofen e Messias Carrera. As coleções de insetos foram de Julius Melzer (Cerambycidae), Bóris Malkin, Claudionor Elias (Espírito Santo), John Lane e Mauro Pereira Barretto (ambas de Diptera), Fritz Plaumann (Diptera de Santa Catarina), Renato Lion de Araujo (Isoptera), Tomás Borgmeier (Diptera, Phoridae), Walter Kempf (Hymenoptera, Formicidae), José Pinto da Fonseca (Hemiptera: Coccoidea e Membracidae), Luis Cláudio Peña (Diptera do Chile, Equador e Paraguai, e Cerambycidae chilenos), Werner Bokermann (Coleoptera: Chlamisinae) e as de Alípio da Rocha Miranda, Celso Duprat e F. Martins Pinto (Lepidoptera). Talvez a coleção mais importante em número de exemplares, embora não em organização, tenha sido a de Richard von Diringshofen (Coleoptera e Lepidoptera), que englobava outras coleções, como a de B. Pohl (Coleoptera), G. H. Nick (Coleoptera: Carabidae) e J. Guérin (Coleoptera: Chrysomelidae).

Instituto Biológico, de São Paulo. O Instituto Biológico foi o resultado de uma ação prejudicial que se converteu em um bem. Quando do alastramento da broca-do-café, *Hypothenemus hampei*, que devastava valiosas safras em São Paulo, foi criada uma comissão constituída por Arthur Neiva, Ângelo Moreira da Costa Lima e Edmundo Navarro de Andrade. Em excelente relatório, a comissão apresentou várias propostas para seu combate. Para a execução dos serviços, foi nomeada a "Commissão de Estudo e Debellação da Praga Cafeeira", com Arthur Neiva, Adalberto de Queiroz Teles e Edmundo Navarro de Andrade. O eficiente trabalho dessa comissão deu forte argumentação para que Arthur Neiva demonstrasse a

importância de criar-se um órgão que desse continuidade aos trabalhos até então produzidos e que deveriam ser estendidos a outros problemas que afetavam a agricultura de São Paulo, como das pragas da cana-de-açúcar, do algodoeiro e do milho.

Em fins de 1927, foi criado o Instituto Biológico de Defesa Agrícola e Animal, pertencente à Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio do Estado de São Paulo. Por sua participação sempre muito ativa, Arthur Neiva, cognominado o "catalisador de competências", criou dentro do Instituto o espírito de pesquisa científica trazida do Instituto de Manguinhos, transformando-o em um modelo de pesquisa agrícola moderna. Conseguiu também implantar na instituição o regime de dedicação em tempo integral à pesquisa, feito notável para a época (Prossiga 2005; Rebouças 2005; Rebouças *et al.* 2005).

Além do próprio Arthur Neiva, o primeiro entomólogo da instituição foi Adolf Hempel, vindo do Instituto Agronômico de Campinas. Foi Hempel quem trouxe da África, em 1929, *Prorops nasuta* Waterston (Hymenoptera, Bethylidae), a vespa-de-Uganda, inimigo natural da broca-do-café, sendo dele os primeiros estudos para aclimatação desse inseto em nosso país (Hempel 1934). Profundo conhecedor dos Coccoidea (Hemiptera), descreveu inúmeras espécies e formou excelente coleção (Ide *et al.* 2006; Costa & Ramiro 2006).

Outro excepcional entomólogo, que ingressou praticamente no ato de criação do Instituto, vindo do Museu Paulista, foi José Pinto da Fonseca. Foi um dos mais produtivos entomólogos no Brasil até esse período, produzindo trabalhos científicos e respondendo a inúmeras consultas de agricultores e pecuaristas, através dos periódicos de divulgação científica popular, como, entre outros, *O Biológico* e *Chácaras e Quintais* (Martins 1982).

Carl Rudolph Fisher (1886-1955), alemão contratado como desenhista em 1928, dedicou-se a estudos entomológicos, tendo descrito várias espécies de grupos como Diptera, Hymenoptera e Coleoptera.

Frei Tomás Borgmeier, que acompanhou Arthur Neiva no estudo da broca–do-café, voltou a residir por um curto período em São Paulo, trabalhando no Instituto, onde continuou seus estudos sobre formigas. Foi o responsável pela iniciação científica de Mário Autuori (1906-1982), que se tornou uma autoridade no estudo da taxonomia e comportamento das saúvas (Martins 1982), e de John Lane, que estudou vários grupos de Diptera, tornando-se posteriormente professor e pesquisador na Faculdade de Higiene de São Paulo.

Na sequência, um número expressivo de novos entomólogos foi sendo agregado ao corpo de pesquisadores do Instituto. Na década de 1930, Edson J. Hambleton, no estudo de Hemiptera Auchenorrhyncha e Heteroptera pragas de plantas cultivadas, Hélio Sarmenha Lepage (1905-1974), no estudo de cochonilhas, Henrique Floriano Galante Sauer (1910-1986) e Lauro Pereira Travassos Filho, em Lepidoptera, Renato Lion de Araujo (1912-1978), em Vespidae (Hymenoptera) e, depois, Isoptera, e Oscar Monte (1895-1948), em Hemiptera. Na década de 1940, destacaram-se Oswaldo Giannotti, estudando as cochonilhas junto a Lepage, Jacob Bergamin (1909-1964), inicialmente vinculado à Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, realizou pesquisas sobre a biologia da broca-do-café e da broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera). Fizeram parte do Instituto na década de 1950 e 1960 outros nomes de grande valor para a entomologia, como Francisco A. Menezes Mariconi (depois professor na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz), com pesquisas sobre hemípteros pragas de frutas, Elpídio Amante (1933-1978), com trabalhos sobre saúva (Hymenoptera) e cupins (Isoptera), o Pe. Francisco Silvério Pereira, especialista em Coleoptera, principalmente Scarabaeidae, Maria Aparecida Vulcano, que estudou vários grupos de dípteros, e Karol Lenko (1914-1975), que estudou himenópteros. Karol Lenko foi pioneiro no Brasil na realização de pesquisas sobre insetos no folclore em diversas regiões do país. Após sua morte, seus artigos e notas esparsas foram editados em um livro (Lenko & Papavero 1997). Destaca-se ainda a presença de Zuleide Alves Ramiro, estudando pragas da soja, do algodão e as cigarrinhas das pastagens (Instituto Biológico 2006).

Além de ter sido sempre um centro de formação de entomólogos, no Instituto Biológico foi criada a Sociedade Brasileira de Entomologia, em julho de 1937, presidida por José Pinto da Fonseca.

Museu Paraense Emílio Goeldi. Após a época de fausto decorrente da exploração da borracha, como foi comentado, a atividade científica do Museu esteve quase paralisada, com raros trabalhos entomológicos. Somente a partir de 1954, o então Conselho Nacional de Pesquisas (CNPq), através do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônica, na administração de José Olímpio da Fonseca, começou a recuperação do Museu Paraense Emílio Goeldi. Em 1960, houve a reativação do Departamento de Entomologia, com a contratação de Jan Karel Bechyné e Bohumila Springlova Bechyné, especialistas em Chrysomelidae (Coleoptera). Em 1962, Dalcy de Oliveira Albuquerque, especialista em Diptera, pesquisador do Museu Nacional do Rio de Janeiro, assumiu a direção do Museu Goeldi. É dessa época a remontagem e recuperação da coleção Ducke. Junto com ele, que permaneceu durante seis anos no Museu, trabalharam Isolda Rocha e Silva Albuquerque, estudando Blattaria, e Roger Hypolyte Pierre Arlé, com Collembola. Os estagiários desses entomólogos, mais os de Randall T. Schuh, que esteve ligado à Universidade Federal do Pará entre 1973 e 1974, passaram a constituir o quadro de pesquisadores do Departamento de Entomologia — Bento Melo Mascarenhas (Hemiptera), Inocêncio de Souza Gorayeb (Diptera, Tabanidae), Therezinha de Jesus Pimentel Chaves (Diptera). José Maria Soares Barata, também estagiário junto a Dalcy Albuquerque, transferiu-se para São Paulo. Em anos posteriores, somaram-se William Leslie Overal (Hymenoptera: Vespidae, Formicidae; Lepidoptera), Adelmar Gomes Bandeira (Isoptera), Ana Yoshi Harada (Hymenoptera, Formicidae) e Marlúcia Bonifácio Martins (Diptera, Drosophilidae) (Overal & Gorayeb 1981).

Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Uma das mais tradicionais instituições no estudo dos insetos, a ESALQ teve, ao longo dos anos, suas pesquisas entomológicas direcionadas principalmente para a solução de problemas agrícolas. Isso não impediu que seus pesquisadores também tivessem a preocupação de realizar estudos em áreas mais

básicas, como a taxonomia e bionomia. Essas linhas de pesquisa podem ser observadas desde os trabalhos de um de seus primeiros entomólogos, Gregório Bondar, referido em 1912 como professor auxiliar da 5ª Cadeira, onde se incluía o estudo da Zoologia (Reis 1959). Nessa mesma ocasião, foram listados os nomes de Álvaro Pompeu de Toledo e Raul Duarte, como ajudantes de laboratório da Cadeira. Em 1926, Salvador de Toledo Piza Junior, ainda como professor auxiliar, regia a 9ª Cadeira, denominada Zoologia, que incluía a Entomologia. São dessa época seus primeiros trabalhos sobre insetos, sendo um dos pesquisadores brasileiros que participou da expedição para a busca de inimigos naturais da broca-do-café, na África. Em 1931, foi criada a 17ª Cadeira, responsável pelas disciplinas de Entomologia e de Parasitologia Agrícola, retiradas da 9ª Cadeira, tendo como responsável Raul Duarte. Somam-se ainda Adiel Paes Leme Zamith, Luiz Gonzaga E. Lordello (Lordello 1976) e Francisco de Assis Menezes Mariconi, autor do livro *Inseticidas e seu Emprego no Combate às Pragas* (várias edições).

Na Entomologia, foram destaques Jacob Bergamin e Zilkar C. Maranhão, que desde 1938 apresentou vários trabalhos sobre insetos pragas de culturas e de grãos armazenados. Warwick Estevam Kerr começou na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz em 1946, junto à área de genética. Domingos Gallo, a partir de 1949, desenvolveu estudos pioneiros de controle biológico da broca da cana-de-açúcar (Gallo 1976) e Érico Amaral, sobre apicultura, a partir de 1951. Em meados da década de 1960, vários entomólogos ingressaram no Departamento: Octavio Nakano (Controle Quimico), Sinval Silveira Neto (Ecologia), Frederico M. Wiendl (Radioentomologia) e Gilberto Casadei Baptista (Toxicologia).

Em 1970, o Departamento de Entomologia lançou o livro *Entomologia Agrícola*, encabeçado pelo seu então chefe, Domingos Gallo. Esse livro tornou-se texto das escolas de agronomia do Brasil e de vários países da América Latina, tendo sido publicadas várias edições, a última em 2002.

A partir dos anos 70, novas áreas foram abertas e novos docentes foram contratados — Evôneo Berti Filho (Entomologia Florestal), José Roberto Postali Parra (Biologia), Roberto Antonio Zucchi (Taxonomia), Sérgio Batista Alves (Controle Microbiano) e José Djair Vendramim (Resistência de Plantas).

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. O INPA foi criado em 1952. A ideia de uma instituição para estudar a Amazônia era bastante antiga, mas no período pós Segunda Guerra o movimento se intensificou. No entanto, a proposta consolidada e avalizada pela UNESCO era de criar o Instituto Internacional da Hileia Amazônica (IIHA). A sociedade da época mobilizou-se junto ao Congresso Nacional, à imprensa e aos segmentos significativos do país para fundar um órgão eminentemente nacional. O governo federal, pressionado, criou o INPA. As pesquisas entomológicas iniciaram-se com a criação do INPA, em 1954, junto ao Departamento de Pesquisas Médicas (DPM). O pioneiro das pesquisas foi Nelson Cerqueira, que trabalhou com os grupos de interesse médico, como simulídeos, tabanídeos e culicídeos, que estimulou José Alberto Sampaio Nunes de Melo, para a taxonomia dos simulídeos, e Lindalva Paes de Albuquerque, para a taxonomia de micropezídeos (Diptera). Na década de 1970, foram contratados alguns pesquisadores estrangeiros, que permaneceram no INPA por no máximo oito anos e deram grande impulso à pós-graduação e orientação de alunos: Jorge Ramón Arias (flebotomíneos), Jacques Derek Charlwood (simulídeos e culicídeos), Norman Penny (Neuroptera, Mecoptera) e Brett Ratcliff (Scarabaeidae). Em 1976, foi criado o curso de pós-graduação em Entomologia e os primeiros alunos titulados foram contratados: Eloy Guillermo Castellón Bermúdez (sistemática e biologia de Psychodidae e Ceratopogonidae), Joselita Mendes dos Santos (genética de culicídeos), José Albertino Rafael (sistemática de grupos de Diptera e de Zoraptera), Cláudio Ruy Vasconcelos da Fonseca (Coleoptera) e Ana Yoshi Harada (Formicidae). É dessa década ainda o ingresso de Victor Py-Daniel (taxonomia de simulídeos), Wanderli Pedro Tadei (biologia e ecologia de culicídeos), Catarina da Silva Motta (Lepidoptera) e Rosa Sá Gomes Hutchings (biologia de culicídeos). Com o advento do curso, a ele se incorporaram Paulo Friedrich Bührnheim (Coleoptera), Norival Paralluppi (dípteros sinantrópicos), Neliton Marques da Silva (biologia de insetos de interesse econômico) e Nair Otaviano Aguiar (Passalidae e Pseudoscorpionides).

Empresa Brasileira de Pesquisas Agropecuárias (EMBRAPA). Cabe destaque aos entomólogos da EMBRAPA nos vários Centros pelo Brasil. Em Londrina, no Centro de Pesquisas de Soja, estudando insetos associados à soja e realizando pesquisas sobre controle biológico, foram pioneiros Antonio Ricardo Panizzi (Hemiptera, controle biológico), Beatriz Spalding Corrêa Ferreira (Hemiptera, controle biológico), Flávio Moscardi (manejo integrado e Baculovirus) e Clara Beatriz Hoffmann Campo (controle biológico). Em Brasília, no Centro de Pesquisas do Cerrado, trabalhou durante muitos anos Vitor Osmar Becker, autoridade mundial em taxonomia de microlepidópteros, com vínculo com a Universidade de Brasília. No Centro Nacional de Pesquisas de Mandioca e Fruticultura Tropical, destaque-se Alba Rejane Nunes Farias; em Pesquisas de Milho e Sorgo, José Magid Waquil (manejo de pragas); em Pesquisas da Uva e Vinho, Saulo de Jesus Sória Vasco (Hemiptera Sternorrhyncha, Coccidae, manejo de pragas).

Outras instituições e pesquisadores ligados à Entomologia

Na Bahia. Gregório Gregorievitch Bondar (1881-1959), agrônomo russo, ingressou em 1911 no Instituto Agronômico de Campinas, tendo publicado seu primeiro trabalho em 1909, no *Boletim de Agricultura*, de São Paulo. Em 1912, mostrou intensa atividade, publicando mais de uma dezena de trabalhos, principalmente em periódicos de divulgação popular. Em 1922, apareceram seus primeiros trabalhos sobre as pragas de coqueiros e de cacaueiros, após se ter transferido para o Laboratório de Patologia Vegetal do Estado da Bahia, em Salvador. Grande parte de sua pesquisa foi sobre insetos associados a essas plantas, em especial aleirodídeos, afídeos, crisomelídeos e curculionídeos. Sobre estes últimos, tem a seu crédito a autoria de mais de 300 novas espécies e trabalhos importantes sobre biologia. Mas a atividade de Bondar incluiu

trabalhos sobre botânica, principalmente sobre a palmeira *Attalea*, quando tratou de aspectos biológicos e econômicos.

Com a criação em Itabuna, Bahia, da CEPLAC — Comissão Executiva do Plano da Lavoura Cacaueira —, em 1957, ingressou nesta instituição. Também importante para a cultura do cacaueiro foram os trabalhos de Pedrito Silva (1917-1990), do Instituto de Cacau da Bahia. Como Bondar, passou a integrar os quadros da CEPLAC em 1957. Em 1972, ajudou a foi fundar a Sociedade Entomológica do Brasil e foi seu primeiro presidente.

Em Brasília, DF. Fundada em 1962, a Universidade de Brasília tem uma curta passagem de Miriam Becker e Marcos Kogan, ainda na década de 1960. Depois, foram admitidos os entomólogos David Ross Gifford, na área de ecologia, Kiniti Kitayama, Anthony Raw e Bráulio Ferreira de Souza Dias, em ecologia, principalmente de Hymenoptera, e Frei Walter Wolfang Franz Kempf, que trabalhou com Formicidae (Hymenoptera) (Anônimo 1977a). Ainda na década de 1970, Ivone Rezende Diniz iniciou suas pesquisas com ecologia e comportamento de insetos.

Em Minas Gerais. O principal núcleo de pesquisas entomológicas em Minas Gerais está na Universidade Federal de Viçosa. Foi na Escola Superior de Agricultura, onde se formou em Veterinária, em 1929, que José Candido de Melo Carvalho começou suas pesquisas entomológicas, transferindo-se depois para o Museu Nacional do Rio de Janeiro. Em 1973, José Alberto H. Freire coordenou o primeiro congresso de entomologia promovido pela Sociedade Entomológica do Brasil. A partir da década de 1970, houve um acentuado desenvolvimento das pesquisas entomológicas com o ingresso na UFV de Paulo Sérgio Fiúza Ferreira, estudando taxonomia de hemípteros, de Lúcio Antonio de Oliveira Campos, com biologia e ecologia de abelhas e vespas, de Evaldo Ferreira Vilela, com comportamento de insetos, e de José Cola Zanúncio, em entomologia florestal.

No Departamento de Parasitologia da Universidade Federal de Minas Gerais, Amílcar Viana Martins, eminente parasitologista brasileiro desenvolveu seus estudos em Phlebotominae (Diptera), bem como Pedro Marcos Linardi, desde 1965, realizando pesquisas em Siphonaptera, piolhos e em dípteros de interesse parasitológico. Ainda na UFMG, está um entomólogo por vocação, ligado ao ensino e à neuroanatomia humana no início de sua vida acadêmica, em 1954, com estudos taxonômicos sobre Odonata, Ângelo Barbosa Monteiro Machado.

No Pará. O Instituto Evandro Chagas nasceu de uma descoberta científica. Na década de 1930, foram revelados 41 casos de leishmaniose visceral em fragmentos de fígado enviados do interior do Pará à Fundação Rockfeller no Rio de Janeiro. Como a doença ainda não havia sido detectada no Brasil, o Instituto Oswaldo Cruz, na época chefiado por Carlos Chagas, criou a Comissão de Estudos de Leishmaniose Visceral Americana. A comissão, chefiada por Evandro Chagas, chegou ao Pará em 1936, instalando-se em Piraruba, município de Abaetetuba. Liderando uma equipe de médicos e farmacêuticos, Evandro Chagas constatou que a Amazônia era um campo vasto para pesquisas nas áreas médica e científica. O cientista sugeriu ao governador paraense da época, José da Gama Malcher, a criação de um instituto de pesquisa para ampliar os estudos de doenças regionais, como malária, leishmaniose, filariose etc. Nasceu, então, em 11 de novembro de 1936, o Instituto de Patologia Experimental do Norte, o IPEN. Em dezembro de 1940, o IPEN passou a chamar-se Instituto Evandro Chagas — IEC — em homenagem ao cientista morto prematuramente num acidente aéreo. Em 1975, o governo federal reintegrou a instituição à Fundação do Serviço Especial de Saúde Pública — FSESP —, hoje Fundação Nacional de Saúde.

No Paraná. A entomologia no Paraná é relativamente mais recente. Começou na década de 1930, no Museu Paranaense, com os trabalhos do Padre Jesus Santiago Moure, produzidos em colaboração com Frederico Lane, com quem havia estagiado no Museu Paulista. Os estudos trataram sobre a taxonomia de Curculionidae, publicados em 1938. Padre Moure estava então ligado também à Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade do Paraná, onde era responsável pela cadeira de Zoologia. Depois dos primeiros trabalhos, iniciou os seus estudos sobre os Apoidea (Hymenoptera), com os quais desenvolveu a quase totalidade do seu trabalho de pesquisa. Foi no Museu Paranaense que deu início à formação de importantes coleções zoológica e bibliográfica. A partir de 1956, com o desmembramento do Museu Paranaense, Padre Moure permaneceu ligado apenas à Faculdade de Filosofia, onde iniciou novas coleções entomológica e bibliográfica. Além de seu trabalho de coleta, a coleção fortaleceu-se com a aquisição da coleção de Felipe Justus Junior. Justus foi um colecionador amador que, sendo maquinista da Rede de Viação Paraná-Santa Catarina, realizou um trabalho produtivo de coleta no Estado do Paraná, principalmente em Ponta Grossa e ao longo das várias linhas da ferrovia que percorria. Rudolf Bruno Lange, que estudava Coleoptera e Hymenoptera, também trabalhou nas mesmas instituições, Museu Paranaense e Faculdade de Filosofia, onde iniciou suas pesquisas, na década de 1940. Seus primeiros trabalhos datam de 1945. Com a criação do Instituto de História Natural (hoje Museu de História Natural Capão da Imbuia), a ele permaneceu ligado, bem como à Faculdade Católica de Filosofia, Ciências e Letras, desde a sua fundação em 1950. Na Universidade Federal do Paraná, no ano de 1954, foram admitidas na Cadeira de Zoologia, para estudos em abelhas, Bernadete Lucas e Danúncia Urban. Nos anos 60, entraram novos pesquisadores: Vinalto Graf, que iniciou com estudos em Apoidea, passando depois aos Ichneumonidae (Hymenoptera); Renato Contin Marinoni, que depois de alguns estudos sobre Copepoda (Crustacea), dedicou-se aos Cerambycidae (Coleoptera); Albino Morimasa Sakakibara, tratando dos Membracidae (Hemiptera Auchenorrhyncha); Olaf Hermann Hendrik Mielke, que, tendo estagiado no Museu Nacional do Rio Janeiro, ingressou na Cadeira para fazer pesquisas em sistemática de Lepidoptera; Sebastião Laroca, que produziu trabalhos em Apoidea (Hymenoptera); Fioravante Giacomel, estudou a biologia de espécies de Cerambycidae (Coleoptera). Em 1969, com a aprovação, pelo Conselho Nacional de Pesquisas, do Curso de Pós-Graduação em Ciências

Biológicas, Entomologia, considerando-o como Centro de Excelência para o ensino e pesquisa de insetos, tiveram início as aulas do Curso de Mestrado. Anteriormente, já em 1965, havia sido constituído o Centro de Treinamento de Entomologistas, no âmbito interno da Cadeira de Zoologia, com a realização de vários cursos. Foram importantes para o início da pós-graduação as visitas de alguns renomados entomólogos, como Abraham Willink do Museu Miguel Lillo, da Argentina; Paul D. Hurd, da California University, Berkeley; Henry e Margareth Townes, do American Institute of Entomology; Owain Westmancot Richards, do Imperial College, de Londres; e Victor F. Eastop, também da Inglaterra. Após a implantação da pós-graduação, alguns dos seus alunos foram sendo admitidos para formar o quadro de professores do agora Departamento de Zoologia, no início dos anos 70: Dilma Solange Napp, realizando estudos sistemáticos em Cerambycidae (Coleoptera); Zundir José Buzzi, em Cassidinae, Chrysomelidae (Coleoptera); Germano Rosado Neto, em Curculionidae (Coleoptera). Graci Maria Fernandes, que havia iniciado seus estudos em Isoptera sob a orientação de Renato Lion de Araujo, faleceu prematuramente (1943-1983), tendo alguns trabalhos publicados. Luis Amilton Foerster iniciou suas pesquisas em controle biológico de pragas agrícolas. Vitor Osmar Becker, estudioso dos macro e microlepidóteros, permaneceu durante algum tempo no Departamento, na década de 70, indo depois para a Costa Rica, onde realizou seu Mestrado. Voltou a Curitiba como pesquisador junto à Escola de Floresta da Universidade Federal do Paraná, tendo então se transferido para a Empresa Brasileira de Pesquisas Agropecuárias - Cerrados, em Brasília. Foi nessa ocasião que Armando Antunes de Almeida, oriundo de Moçambique, também ingressou no Departamento para participar da área de entomologia agrícola, substituindo Judith Gillespie Smith, em 1975. Essa entomóloga inglesa esteve ligada por dois anos ao curso de pós-graduação em Entomologia, sob os auspícios do British Council, orientando nas pesquisas em entomologia agrícola e controle biológico. Em fins dos anos 70 e no começo dos 80, ingressaram no Departamento de Zoologia: Mima Martins Casagrande, com pesquisas em Lepidoptera; Sonia Maria Noemberg Lazzari, em Aphididae (Hemiptera Sternorrhyncha) e em entomologia agrícola; e Claudio José Barros de Carvalho, em Diptera. Na década de 1980, o Centro de Identificação de Insetos Fitófagos, criado junto ao Departamento de Zoologia, como produto do Programa Nacional de Zoologia do CNPq e ainda com apoio da FINEP, pôde contratar o serviço de vários entomólogos para trabalhos de identificação de insetos, para a organização da coleção entomológica e para a realização de levantamentos de insetos no Estado do Paraná. Foram então admitidos: Lúcia Massutti de Almeida, Rodney Ramiro Cavichioli, Maria Christina de Almeida, Alice Fumi Yamamoto e Keti Zanol. Várias foram as coleções que, em seu todo ou em parte, foram adquiridas pelo Departamento, como as de Paulo Gagarin, Romualdo Ferreira d'Almeida, Heinz Ebert, Fritz Plaumann, Anton Maller, Moacir Alvarenga e Dmytro Zajciw.

Na Escola de Florestas, com a participação de pesquisadores da Universidade de Tübingen, Alemanha, foram desenvolvidos estudos em alguns grupos de insetos-praga de essências florestais, principalmente Coleoptera e Lepidoptera. Dentre os coleopterólogos, inscreveram seus nomes Joachim Schoenherr e José Henrique Pedrosa Macedo.

Outro grupo de entomólogos atuantes no Paraná foi o que pertencia à Escola de Agronomia e Veterinária da Universidade do Paraná. Era catedrático da entomologia, Milton Miró Vernalha, tendo ainda como docentes: Miguel Antonio de Loyola Rocha, José Carlos Gabardo, Ronald Silva.

Este grupo, mais o pertencente à então Cadeira de Parasitologia da Faculdade de Medicina, durante um curto tempo fez parte do Departamento de Zoologia do Instituto de Biologia da Universidade Federal do Paraná, que foi criado em 1972, como decorrência da reforma universitária brasileira que preconizava a união em um mesmo núcleo de todas as disciplinas que envolvessem a mesma matéria dentro da Universidade. Os entomólogos da Faculdade de Medicina eram: Eduardo Correia Lima, Ennio Luz, Antonio Mário Borba.

Em Pernambuco. Dom Bento Pickel (1890-1963), professor da Escola Superior de Agronomia e Veterinária de Pernambuco, publicou trabalhos sobre variados temas de entomologia entre 1927 e 1962, com destaque para os "potós" (Coleoptera, Staphylinidae) (Pickel 1940). Publicou também interessante nota sobre um cerambicídeo que perfurava cabos telefônicos (Pickel 1929). Enviou muitos artrópodes de Pernambuco para diversos especialistas.

No Rio Grande do Sul. As primeiras referências a um pesquisador profissional tratando de insetos nesse Estado apontam para Celeste Gobbato. Pertencia à Estação Experimental de Viticultura, em Caxias do Sul, e publicou, em 1916, na Revista Chácaras e Quintais, um trabalho sobre "Piolhos dos vegetais e sua destruição". Foi quem descreveu a ocorrência da pérola-da-terra, uma cochonilha de raízes que, na década de 1920, dizimou os parreirais da Ilha dos Marinheiros, em Rio Grande.

Na Escola de Agronomia Eliseu Maciel, em Pelotas, há registro da existência de uma coleção de insetos já em 1912. Mas só em 1926 é registrada a contratação de um entomólogo para o ensino da matéria, Ernesto Ronna (1877-1936). Os primeiros trabalhos de Ronna foram anteriores a sua entrada na instituição. Em 1918, publicou estudos sobre lepidópteros e sobre um himenóptero parasito. Após sua morte, em 1936, iniciou suas atividades na instituição o polonês Czeslaw Marian Biezanko (1895-1986). Biezanko contribuiu para o conhecimento dos insetos do Rio Grande e hoje a coleção entomológica da instituição tem seu nome. O grupo taxonômico que mais estudou, produzindo vários trabalhos sobre taxonomia e faunística, foi o dos lepidópteros. Nos anos 60, atuando na área de controle de insetos, encontra-se o nome de Milton de Souza Guerra.

Maximiliano von Parseval era pesquisador do Serviço de Fitopatologia da Secretaria de Agricultura, em Porto Alegre. Foi mais fitopatologista que entomólogo, tendo publicado poucos trabalhos sobre insetos. Seus trabalhos iniciais foram com Johannes Wille, em 1923. Este tem publicações a partir de 1922, principalmente sobre cochonilhas, inclusive referentes à praga das videiras, *Margarodes brasiliensis* Hempel (Hemiptera, Sternorrhyncha, Coccoidea). Ramiro

Gomes Costa, desde 1936, e Dauro Correa Redaelli, desde 1944, publicaram vários trabalhos sobre pragas agrícolas. Trabalharam como entomólogos no Serviço de Entomologia da Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio, em Porto Alegre, e também foram professores no Curso de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Oswaldo Baucke foi outro entomólogo da Secretaria de Agricultura. Começou seus estudos com Biezanko, em Pelotas, em fins da década de 1940; apresentou vários trabalhos sobre insetos pragas agrícolas e um trabalho bastante importante sobre a biologia de *Oncideres impluviata* (Germar) (Coleoptera: Cerambycidae), um serra-pau, que causa grandes estragos nas plantações de acácia-negra (*Acacia decurrens* Willd), espécie florestal importante para a indústria de beneficiamento de couro, no Rio Grande do Sul. Andrej Bertels Menschoy, nascido em Moscou, Rússia, emigrou para o Brasil em 1948; foi entomólogo do Instituto Agronômico do Sul, do Ministério da Agricultura, que se transformou em uma unidade da Empresa Brasileira de Pesquisas Agropecuárias - EMBRAPA, em Pelotas. Foi um pioneiro nos estudos de resistência de plantas a insetos-praga, e de afídeos vetores de viroses; seus primeiros trabalhos no Brasil datam de 1949 (Belarmino & Panizzi 1989).

O Padre Pio Buck (1883-1972), sacerdote jesuíta, constituiu uma coleção entomológica junto ao Colégio Anchieta, em Porto Alegre, desde 1912 até sua morte. A coleção evoluiu agregando outros elementos das ciências naturais, vindo a formar o hoje chamado Museu Anchieta de Ciências Naturais. Publicou apenas quatro estudos, entre 1937 e 1959, mas a importância de seu trabalho está na coleção, que serviu para a descrição de muitas espécies novas do Rio Grande do Sul, principalmente de Coleoptera (Martins *et al.* 1973). Fernando Meyer, que o sucedeu na direção do Museu, iniciou seus estudos na entomologia tratando da taxonomia e ontogenia de espécies de Cerambycidae (Coleoptera).

Elemento de destaque na entomologia riograndense e brasileira, Elio Corseuil começou a trabalhar, em 1953, como pesquisador do Serviço de Entomologia da Secretaria de Agricultura, sob a direção de Ramiro Gomes Costa. Sua primeira publicação foi sobre *Erinnyis ello* (L.) (Lepidoptera, Sphingidae), cuja larva ataca as folhas da mandioca. Em suas pesquisas não apenas na área aplicada, mas também na taxonomia, na faunística e na ecologia, produziu inúmeros trabalhos sobre a fauna gaúcha, seu alvo principal (Jurberg 2004b). Também atuando na entomologia agrícola da Universidade do Rio Grande do Sul, é encontrado o nome de Fernando Zanotta da Cruz, com vários trabalhos em controle de insetos-praga. Além desses dois pesquisadores, encontramos nas mesmas instituições Gervásio Silva Carvalho, fazendo estudos em sistemática e biogeografia de Cercopidae (Hemiptera), bem como tratando de insetos de importância econômica.

A outra vertente taxonômica teve início com a criação do Museu de Ciências Naturais, em 1957, hoje vinculado à Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul. Os primeiros trabalhos foram de Ludwig Buckup, que na época se dedicava ao estudo dos Hemiptera. Seguiram-lhe os passos Miriam Becker e Jocélia Grazia, que se transferiram para o Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, onde continuaram os estudos com os percevejos-do-mato. Enquanto Jocélia Grazia desenvolvia seus estudos em Pentatomidae, junto com Miriam Becker, esta também estudava besouros, principalmente carabídeos e crisomelídeos — com estes últimos principalmente os estudos biológicos e ecológicos. Posteriormente, mais duas entomólogas ingressaram no Museu: Tânia Heloisa Araújo Arigony e Maria Helena Manieri Galileo, ambas nos estudos de Cerambycidae. Além delas, ingressaram José Becker, no estudo de Blattaria, e Maria Elizabeth Lanzer de Souza, que se dedicou aos hemípteros aquáticos. Na Fundação Zoobotânica, sob a inspiração e orientação do Programa Nacional de Zoologia (PNZ), coordenado por Nelson Papavero, foi instituído o Centro de Identificação da Fauna Urbana - CIFURB, sob a direção de Tânia Heloisa Araújo Arigony. Infelizmente, pelas dificuldades de continuidade do PNZ e pela impossibilidade de contratação de entomólogos pela Fundação, o CIFURB teve vida curta, apesar de ter proporcionado excelente serviço à comunidade.

Com a criação da Faculdade de Agronomia e Veterinária de Santa Maria, surgiram também novos pesquisadores em entomologia aplicada, tais como Dionísio Link, em 1961, e Ervandil C. Costa, na década de 1970.

No Rio de Janeiro. Foi na Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinária, sob a direção de Gustavo d'Utra, que, em 1914, Ângelo Moreira da Costa Lima ingressou para lecionar como catedrático interino da Entomologia Agrícola, pela primeira vez instituída no Brasil. Muitos entomólogos acumulavam funções de pesquisador e de docente, como aconteceu na então Escola Nacional de Agronomia (ENA), instalada no "Km 47" da antiga Rodovia Rio-São Paulo, em 1934. Alguns deles foram Hugo de Souza Lopes, Cincinnato Rory Gonçalves (1909-1985) e Benedicto Abílio Monteiro Soares (1914-1985). Ao tempo em que Cincinnato Gonçalves regia a 9ª Cadeira, foi criada a Cadeira de Zoologia Agrícola, dirigida por Benedicto A. M. Soares, e a de Zoologia Médica e Parasitologia, por Hugo de Souza Lopes. Na década de 1960, vários entomólogos ingressaram na ENA. Foram destaques na Zoologia Agrícola, Eugênio Izecksohn e Adriano Lúcio Peracchi, estudando Coleoptera, os quais depois passaram ao estudo de Amphibia e de Chiroptera (Mammalia), respectivamente. Benedicto Soares estava também ligado ao Centro Nacional de Ensino e Pesquisas Agronômicas, do Ministério da Agricultura, onde realizou seus trabalhos de pesquisas. Na Zoologia Médica e Parasitologia, iniciaram seus estudos em entomologia: Paulo Iide, que permaneceu como professor da cadeira; Ângelo Pires do Prado, que se transferiu para a Universidade Estadual de Campinas; José Henrique Guimarães, que ingressou no Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo; e Rubens Pinto de Mello, no Instituto de Ecologia e Experimentação Agrícola. Atuam ainda na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (antiga ENA), Paulo César Rodrigues Cassino, Eurípedes Barsanulfo Menezes e Francisco Racca Filho.

Foi no Parque Nacional do Itatiaia que Joseph Francisco Zikán (1881-1949) desenvolveu a maior parte de seu trabalho. Nascido em Império Austro-Húngaro, depois Checoslováquia. Mudou-se para o Brasil em 1902, tendo fixado residência em Mar de Espanha, Minas Gerais, em 1904, onde atuou como professor primário, dando início a uma coleção entomológica.

Em 1910, publicou o seu primeiro trabalho, sobre os Cicindelinae (Carabidae, Coleoptera). Em fins da década de 1920, foi contratado como auxiliar técnico da então Estação Biológica do Itatiaia, atual Parque Nacional. Promovido a naturalista, contribuiu para a organização, catalogação e identificação das inúmeras espécies de insetos da região. Produziu trabalhos em vários grupos taxonômicos, como em *Papilio protesilaus* L. (Lepidoptera), *Parandra* Latreille (Coleoptera, Cerambycidae), *Mischocyttarus* Saussure (Hymenoptera), e mais, sobre a fecundação da saúva e sobre a biologia de *Mydas* Fabricius (Diptera, Mydidae) (Biblioteca Virtual em Saúde Adolpho Lutz 2006). Seguindo seus passos, também trabalhando no Serviço Florestal do Ministério da Agricultura, junto ao Parque do Itatiaia, seu filho Walter Zikán, em 1940, iniciou seus estudos em insetos e publicou vários trabalhos sobre a biologia de diferentes espécies de dípteros, lepidópteros e coleópteros.

No Instituto de Ecologia e Experimentação Agrícola, destacou-se Dario Mendes (1892-1963) que, publicando desde 1935, descreveu várias espécies de insetos, principalmente Cerambycidae e Curculionidae (Coleoptera). Petr Wolfgang Wygodzinsky (1916-1987), depois de passar pelo Brasil, onde esteve ligado ao Instituto de Ecologia e Experimentação Agrícola, do Ministério da Agricultura, no Rio de Janeiro (1941-1948), e pela Argentina (Tucumán e Buenos Aires) (1948-1958), transferiu-se para o American Museum of Natural History, em Nova Iorque, onde assumiu o nome de Pedro Wygodzinsky em algumas de suas publicações científicas. Durante seu período de atividades no Brasil, realizou importantes trabalhos sobre Reduviidae (Hemiptera) (Wygodzinsky 1948; Wygodzinsky & Usinger 1964) e colaborou com Herman Lent.

Trabalhando no Laboratório Central de Patologia Vegetal do Departamento de Defesa e Inspeção Agropecuária, do Ministério da Agricultura, foram muito importantes os trabalhos de Cincinnato Rory Gonçalves e Aristóteles Godofredo d'Araújo e Silva. Cincinnato foi um dos maiores estudiosos de *Atta* e *Acromyrmex* (Formicidae), além de publicar estudos sobre diversas pragas agrícolas. Aristóteles publicou estudos taxonômicos e biológicos sobre vários insetos de interesse agrícola e florestal. Mas, sem dúvida, a grande obra desses entomólogos foi a compilação da bibliografia entomológica brasileira, no *Quarto Catálogo dos Insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitos e predadores* (Silva *et al.* 1967). Essa obra, em quatro volumes, relacionou toda a literatura conhecida sobre entomologia até 1962, e foi uma extensão do "Terceiro Catálogo", de autoria de A. M. Costa Lima.

Em São Paulo. Importante núcleo de estudos em entomologia médica é a Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo. Vários foram os expoentes no estudo de insetos vetores, principalmente mosquitos e percevejos. John Lane (1905-1963) apresentou em 1933 sua primeira publicação sobre culicídeos. A ele vieram juntar-se, em 1946, Ernesto Xavier Rabello e, no mesmo ano, Oswaldo Paulo Forattini (Jurberg 2004a). Os dois últimos tiveram extensa lista de publicações sobre insetos de interesse médico, principalmente dípteros: ceratopogonídeos e flebotomíneos, além dos culicíneos e anofelíneos. José Maria Soares Barata passou também a colaborar a partir de 1966 com o grupo estudando os culicíneos e os triatomíneos.

Não menos importantes foram os trabalhos de Mauro Pereira Barreto e Samuel Barnsley Pessoa (1898-1976), no Departamento de Parasitologia da Faculdade de Medicina. O primeiro fez pesquisas sobre grupos de dípteros, Tabanidae e principalmente Phlebotominae. O segundo trabalhou, da década de 1920 até a de 1970, com vários grupos de insetos de interesse médico, inclusive em medicina legal, estudando insetos necrófagos. Pode ser considerado o pai da medicina legal no Brasil — seu livro *Parasitologia Médica* é um clássico da literatura médica brasileira.

No Departamento de Ecologia do Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, encontramos Paulo Nogueira Neto. Apesar de ter tido sua formação inicial em Direito, na década de 1950 graduou-se em História Natural, como uma decorrência de sua vocação para a biologia. Passou, então, a participar das atividades da Zoologia da Universidade de São Paulo. Dedicou-se ao estudo de insetos sociais, realizando pesquisas sobre o comportamento das abelhas sem ferrão, os Meliponini. Tem-se dedicado com grande entusiasmo à meliponicultura, participando também do processo de legislação para viabilizar a atividade. Com grande atuação na área de meio ambiente, foi o primeiro dirigente da Secretaria Especial de Meio Ambiente (SEMA), do Governo Federal, onde permaneceu por 12 anos. Tem sido representante do Brasil em várias comissões e eventos internacionais que tratam da biodiversidade e do desenvolvimento sustentável. Vera Lúcia Imperatriz-Fonseca, também do Departamento de Ecologia, foi orientada de Paulo Nogueira. Como esse, vem se dedicando ao estudo dos meliponínios, mas em seus aspectos comportamentais. No mesmo Instituto de Biociências, no Departamento de Zoologia, destacam-se Cláudio Gilberto Froehlich iniciou suas pesquisas sobre insetos aquáticos, principalmente dos Plecoptera, transferindo-se em meados dos anos 80 para Ribeirão Preto, e Sergio Antonio Vanin, a partir de 1976, estudando Curculionidae (Coleoptera), cuja formação se deu no Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, do qual veio a ser Diretor, de 2006 a 2010.

Os estudos dos insetos na Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho - UNESP, Rio Claro, tiveram início com os trabalhos de Warwick Estevam Kerr, como responsável pela Cadeira de Biologia Geral, em 1958. Kerr pesquisou durante muitos anos em várias unidades da Universidade de São Paulo, tendo começado na Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (Piracicaba), junto à área de genética. Esteve desde o princípio ligado a estudos de abelhas, nos seus aspectos genéticos, biológicos e ecológicos. Com a visão de realizar melhorias na produção de mel, foi o responsável pelos estudos de introdução da abelha africana no Brasil. Foi também nos primeiros anos da UNESP-Rio Claro que apareceram os trabalhos de Amílcar Ferreira e Alejo Mesa Larrambebere, em estudos citogenéticos principalmente de Orthoptera; Carminda Cruz-Landim, em citologia e histologia de insetos sociais; e Lionel Segui Gonçalves, que acompanhou Kerr em sua passagem para a Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto. O estudo de insetos sociais desenvolveu-se com os trabalhos de Vilma Mau-

le Rodrigues, Vera Lígia Letízio Machado, Nivar Gobbi, Odair Correa Bueno, Maria José Aparecida Hebling, Flávio Henrique Caetano, evoluindo para a constituição do Centro de Estudos de Insetos Sociais, envolvendo, além de Hymenoptera, os Isoptera.

A entomologia na Universidade de Campinas iniciou-se, em 1969, com a presença de Paulo Friedrich Bührnheim (Coleoptera, Passalidae) e Renato Lion de Araujo (Isoptera), os quais, além das atividades de pesquisa na área de entomologia, foram responsáveis pela criação do setor de Zoologia, no Departamento de Parasitologia. A partir daí, ingressaram Benedito Ferreira do Amaral Filho, Keith Spalding Brown Junior (biologia e ecologia, biodiversidade e conservação da natureza), Mohamed Ezz El-Din Mostafa Habib (controle biológico), Woodruff Whitman Benson (ecologia de insetos), Jocélia Grazia Vieira (sistemática de insetos), Maria Alice Garcia, João Vasconcellos Neto e Thomas Michael Lewinsohn (ecologia de insetos). Ainda na UNICAMP, mas no Departamento de Parasitologia, trabalhando desde 1967, encontra-se Ângelo Pires do Prado, com importante contribuição para o conhecimento dos Diptera, tendo publicado o primeiro trabalho de sistemática filogenética no Brasil, em 1966.

Na Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo, em Ribeirão Preto, vamos encontrar entomólogos com larga bagagem de pesquisa em diferentes grupos taxonômicos. Cláudio Gilberto Froehlich, que iniciou suas pesquisas no Departamento de Zoologia do Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo, transferiu-se para Ribeirão Preto, onde continuou com seus estudos taxonômicos e biológicos com insetos aquáticos, principalmente Plecoptera e Trichoptera. Ronaldo Zucchi, oriundo da Universidade Estadual Júlio de Mesquita – UNESP, Rio Claro, trabalhando com comportamento e evolução de abelhas, fixou-se em 1964 ao Departamento de Biologia. João Maria Camargo, também oriundo da UNESP - Rio Claro, quando em 1961 começou a estudar abelhas, foi um dos maiores conhecedores de sistemática de meliponínios (Hymenoptera), sendo também um desenhista extraordinário, como fica evidenciado em suas publicações sobre taxonomia e comportamento de nidificação dessas abelhas (por exemplo, Pedro & Camargo 2006). A esse grupo, juntou-se Dalton de Souza Amorim, dipterólogo, com importante atuação em sistemática filogenética e biogeografia, e em taxonomia de Diptera.

Na capital e no interior de São Paulo, em diferentes instituições, encontramos vários pesquisadores que trouxeram importantes contribuições à entomologia brasileira. Um deles foi Julius Melzer (1878-1934). No primeiro volume dos *Arquivos do Instituto Biológico*, em 1928, apareceu seu primeiro estudo sobre Cerambycidae (Coleoptera). Melzer foi um dos muitos amadores que estudaram com alto senso científico a fauna brasileira. Alemão de nascimento, veio para o Brasil em 1900, contratado pela firma Herman Stoltz & Cia, da qual se tornou sócio-gerente. Seu primeiro trabalho, uma monografia sobre Prioninae (Cerambycidae), saiu publicado na *Revista do Museu Paulista*, em 1919, tendo descrito, ao longo de sua carreira, cerca de 300 novas espécies.

Jacintho Guérin (1898-1960), nascido na Itália, foi outro amador que, trabalhando em uma companhia geradora e distribuidora de eletricidade em São Paulo, se dedicou aos estudos de Coleoptera. Descreveu várias espécies de Chrysomelidae. Em 1953, publicou o livro *Coleopteros do Brasil*, com 350 páginas, com 500 figuras de sua autoria, que dedicou *"à mocidade inteligente e sonhadora* (...) *que sabe dedicar suas horas vagas a uma atividade puramente espiritual, científica, artística ou literária"*.

Charles Henry Tyler Townsend (1863-1944), americano, trabalhou no Brasil e no Peru entre 1919 e 1929, fixando-se posteriormente em Itaquaquecetuba. Publicou cerca de 500 trabalhos em entomologia, principalmente sobre Diptera. Dentre os inúmeros títulos, destaca-se *Manual of Myology*, editado por ele mesmo, em 12 partes, iniciado em 1934 e concluído com "addenda" e "corrigenda" em 1944.

Por influência de Frei Tomás Borgmeier, seu irmão de congregação, Frei Walter Wolfang Franz Kempf (1920-1976) tornou-se entomólogo e estudioso das formigas. Depois de doutorar-se pela Cornell University, ficou por muitos anos ligado ao ensino e à administração dentro de sua instituição religiosa (1952-1973). Depois, deu continuidade a sua pesquisa com as formigas e participou ativamente da Sociedade Brasileira de Entomologia, como membro da diretoria por dois períodos. Foi membro da Academia Brasileira de Ciências e editor da *Revista de Entomologia* e da *Studia Entomologica*. Em 1975, ingressou na Universidade de Brasília, vindo a falecer em Washington em 1976, no Congresso Internacional de Entomologia. Sua coleção e bibliografia foram adquiridas e incorporados ao patrimônio do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (Anônimo 1977a).

Ainda no interior de São Paulo, Fernando Mesquita Lara, radicado na Universidade Estadual Júlio de Mesquita (UNESP), de Jaboticabal, foi pesquisador na entomologia aplicada, principalmente em estudos de resistência de plantas a insetos. Publicou os livros "Princípios de Entomologia" e "Princípios de Resistência de Plantas a Insetos". Manoel Martins Dias Filho, com os estudos sistemáticos e biológicos em Lepidoptera, e Angélica Maria Penteado Martins Dias, estudando Hymenoptera Parasitica, tanto nos seus aspectos taxonômicos quanto nos ecológicos, desenvolvem seus trabalhos junto ao Departamento de Ecologia e Biologia Evolutiva da Universidade Federal de São Carlos desde a década de 1970.

As Sociedades Científicas e os Congressos de Entomologia. A Sociedade Brasileira de Entomologia foi fundada como uma consequência do espírito científico e empreendedor que havia se instalado com a criação do Instituto Biológico, de São Paulo. A partir de convite formulado por comissão constituída por José Pinto da Fonseca, Renato Lion de Araujo, e Mário Autuori e Frederico Lane, e contando com a presença do famoso entomologista italiano F. Silvestri, diversos entomologistas se reuniram na Seção de Entomologia do Instituto Biológico para estudar a criação de uma Associação. Em 17 de julho de 1937, foi formalmente fundada a Sociedade Brasileira de Entomologia, tendo José Pinto da Fonseca como presidente, Adolph Hempel, vice-presidente, J.Ferraz do Amaral, primeiro-secretário, A. D. Martins, segundo-secretário, Mario Autuori, tesoureiro, Carl Rudolph Fisher, bibliotecário, M. Carvalho Leite, conservador, e mais os conselheiros Luiz Octávio Teixeira-Mendes, Frederico Lane e Paulo César de Azevedo

Antunes. Em 1954, premida pela necessidade de encontrar um veículo para publicação de trabalhos científicos, a diretoria, presidida por Flávio da Fonseca, criou a *Revista Brasileira de Entomologia*. Apesar de ter passado por inúmeras dificuldades, manteve sua regularidade de edição e é a revista de sociedade científica mais longeva do Brasil.

Durante a Terceira Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, em Piracicaba, houve uma dissidência entre os sócios. Como consequência, em 1972, na cidade de Uruçuca, Bahia, durante uma Reunião de Entomologia Agrícola, da CEPLAC, foi fundada a Sociedade Entomológica do Brasil. Seu primeiro presidente foi Pedrito Silva. No mesmo ano, criou-se a publicação *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil* (Sociedade Entomológica do Brasil 2006). Em 2001, com a edição do volume 30, houve mudança de nome para *Neotropical Entomology*. A partir de sua fundação, a Sociedade Entomológica iniciou a organização dos Congressos Brasileiros de Entomologia. O primeiro foi em Viçosa, em 1973, sob a coordenação de José Alberto H. Freire, então vice-presidente da Sociedade. Cabe destacar que, antes dessa sociedade, houve outra Sociedade Entomológica do Brasil, homônima, porém de vida efêmera, cujo fundador foi Benedicto Raymundo da Silva (1869-1943), professor do Colégio Pedro II, e que chegou a publicar alguns números do *Boletim da Sociedade Entomológica do Brasil*, em 1922 e 1923.

A Sociedade Brasileira de Zoologia é outra sociedade com importância para a entomologia brasileira. Em 1978, uma comissão organizada pelo Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico reuniu-se em Teresópolis, Rio de Janeiro, para analisar a situação da zoologia brasileira (Marinoni 2006). Dessa reunião, o grupo formado por nove zoólogos acordou para a necessidade de se constituir uma sociedade que congregasse os zoólogos brasileiros. Nessa reunião, em 7 de junho de 1978, foi lavrada a ata de fundação da sociedade, que ficou à disposição dos zoólogos para que aderissem como sócios fundadores. Foram 343 os que responderam ao chamamento para que se constituísse uma sociedade realmente forte e representativa da zoologia brasileira. A primeira diretoria teve José Candido de Melo Carvalho como presidente, ainda fazendo parte Arnaldo Campos dos Santos Coelho, Adriano Lúcio Peracchi, José Willibaldo Thomé, Fernando Dias de Ávila Pires, Gilberto Righi, Jesus Santiago Moure, Jocélia Grazia Vieira e Nelson Papavero. A SBZ assumiu a realização dos congressos brasileiros e, em 1979, realizou o VI Congresso Brasileiro de Zoologia, no Rio de Janeiro. Um fato significativo que marcou o congresso de zoologia é que, durante a gestão de Nelson Papavero, se instituíram os minicursos com a finalidade de motivar e envolver os estudantes em temas de pesquisa zoológica que dificilmente nessa época faziam parte dos currículos universitários das áreas biológicas. Em 1982, durante a gestão de Papavero, foi dado início à publicação da *Revista Brasileira de Zoologia*.

A importância que os entomólogos dão à SBZ pode ser medida pela presença de cinco entomólogos dentre os oito presidentes já eleitos e pela participação de entomólogos em todas as diretorias.

A pós-graduação em entomologia. A pós-graduação no Brasil foi regulamentada com o parecer 977/65 do Conselho Federal de Educação, que teve como relator Newton Sucupira. A partir de então, todas as instituições de ensino superior que tivessem interesse em promover o ensino de pós-graduação e para que os títulos de mestre e doutor concedidos fossem reconhecidos nacionalmente, deveriam submeter seus programas à aprovação do Conselho Federal de Educação. Dentre os cursos de Entomologia, hoje arrolados dentre os da área de Ciências Biológicas, dirigidos principalmente para a pesquisa básica, o mais antigo é o da Universidade Federal do Paraná, em Curitiba (UFPR/Entomologia 2007). O mestrado foi reconhecido em 1969 e o doutorado, em 1974. Seguem-se, em ordem de reconhecimento, os cursos de Entomologia do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, em Manaus (mestrado e doutorado em 1976) (INPA 2006), o da Universidade de São Paulo em Ribeirão Preto (mestrado em 1980 e doutorado em 1993) (USP/FFCLRP 2007) e o da Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, em Dourados (mestrado em 2002) (UFMS/Dourados 2006). Com um viés mais acentuado para a entomologia aplicada, agrícola e florestal, foram criados dois cursos de entomologia. O mais antigo é o de Entomologia da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, com o mestrado em 1968 e o doutorado em 1971 (ESALQ 2003). O segundo curso é de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa, com mestrado em 1984 e o doutorado em 1996 (UFV 2007). Além desses cursos específicos, há a formação de pós-graduados entomólogos em diversos outros cursos da área de ciências biológicas, principalmente de Zoologia. Foi, efetivamente, com o advento desses cursos que aumentou grandemente o número de entomólogos qualificados no Brasil. Não há falta de massa crítica para resolver problemas que envolvem as questões relativas à biodiversidade entomológica e a pragas agrícolas e florestais ou de recursos para prover o andamento destas ações, mas falta é vontade política para a efetivação mais ampla desses quadros.

Programa Nacional de Zoologia (PNZ)

A criação do Programa Nacional de Zoologia foi um acontecimento muito importante desenvolvido pela forte ação de Nelson Papavero, com a estreita colaboração de Reimar Schaden, junto ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, na década de 1980 (Marinoni 2006). Foram definidos vários objetivos que, com apoio financeiro do CNPq, tiveram forte impacto na pesquisa e na formação acadêmica da zoologia brasileira, principalmente na sistemática. Merecem destaque: (a) formação de novos zoólogos sistematas, em cada região do território nacional; (b) formação e manutenção de núcleos de pesquisa zoológica; (c) criação de coleções regionais; (d) manutenção e ampliação de acervos tradicionais, já estruturados; (e) fomento e/ou apoio a projetos de pesquisa zoológica, individuais ou institucionais.

No ensino, foi marcante a realização de seis Cursos

Especiais de Sistemática Zoológica, que, de 1981 a 1984, levaram a diferentes regiões do país, o ensino dos fundamentos de sistemática zoológica. Mais de uma centena de sistematas formados e em formação puderam usufruir o conhecimento que explodiu nas décadas de 1970 e 1980 com o advento da Sistemática Filogenética, da Taxonomia Numérica e da Biogeografia por Vicariância.

Na área de divulgação científica, foram publicados vários manuais e monografias de diferentes grupos taxonômicos, e iniciada a edição da *Revista Brasileira de Zoologia* e continuidade da *Revista Brasileira de Entomologia*.

Na área de fomento, foram desenvolvidas gestões para a instalação de centros de identificação zoológica específicos. Assim, foi criado o Centro de Identificação de Insetos Fitófagos (CIIF), junto ao Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Paraná. Teve início em novembro de 1982, sob a direção de Renato Contin Marinoni, quando se consubstanciou o apoio financeiro da Financiadora de Estudos e Projetos (FINEP). Outro foi o Centro de Identificação da Fauna Urbana (CIFURB), criado junto à Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, contando com a direção de Tânia Heloisa de Araújo Arigony. O primeiro conseguiu subsistir até os dias atuais, apesar de dificuldades administrativas e financeiras, e sofreu algumas alterações m seus objetivos. Hoje, denomina-se Centro de Estudos Faunísticos e Ambientais (CDZOO). O CIFURB não teve continuidade, fruto dos mesmos problemas. Havia ainda a previsão de se constituir um Centro de Identificação de Parasitas (CIP).

Há várias publicações importantes no país para a divulgação da entomologia, seja sob o ponto de vista científico, seja sob o ponto de vista informativo-cultural, muitas editadas por instituições públicas federais ou estaduais ligadas a pesquisas biológicas. Infelizmente a grande maioria dessas publicações não tem regularidade de edição, decorrentes de dificuldades para obtenção de recursos para a impressão.

Hoje as maiores e melhores publicações são as das sociedades científicas. Das sociedades entomológicas, como vimos, destaca-se a *Revista Brasileira de Entomologia*, editada pela primeira vez em 1954. Há ainda os *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, hoje *Neotropical Entomology*, que teve seu primeiro volume impresso em 1972; e a *Revista Brasileira de Zoologia*, iniciada em 1982, que tem em seu histórico um grande percentual de artigos sobre insetos. Há que se destacar o esforço dessas sociedades na obtenção de recursos para a publicação destes periódicos.

Alguns periódicos voltados para a atividade agropecuária têm relevância particular, tendo publicado centenas de artigos de entomólogos eminentes, como Costa Lima, Pinto da Fonseca, Autuori, Hempel, Araújo, Bondar e outros. Alguns desses trabalhos eram respostas a consultas de agricultores e pecuaristas relativas a pragas que encontravam em suas culturas e criações. A mais importante e mais duradoura foi *Chácaras e Quintais*, uma continuação de *O Entomologista Brasileiro*, que teve três volumes editados de 1908 a 1910. Este último periódico foi criado pelo Conde Amadeu Amidei Barbiellini (1877-1955), nobre italiano chegado ao Brasil para colaborar com Oswaldo Cruz no programa contra a febre amarela, por ser um grande especialista em insetos. A maior vontade desse pesquisador, contudo, era ser editor e divulgador científico. Dessa forma, criou a revista *Chácaras e Quintais*, com tiragens de 1910 e 1970, com 61 volumes publicados, atendendo pequenos proprietários rurais em dúvidas sobre doenças que atingiam suas pequenas culturas e criações (Avicultura Industrial 2006).

Em outras publicações se visualizam inúmeros trabalhos de insetos, algumas muito significativas para a divulgação da entomologia, como o *Correio Agrícola* (1923-1934), editada pela Sociedade Bahiana de Agricultura, com muitos trabalhos de Bondar e de Antonio de Azevedo, e *O Campo*, do Rio de Janeiro, editada de 1930 a 1952.

Agradecimentos. Agradecemos a Adriano Lúcio Peracchi (Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro); Carlos Eduardo Guinle da Rocha Miranda (Academia Brasileira de Ciências); Dionísio Link (Universidade Federal de Santa Maria); Elio Corseuil (Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul); José Albertino Rafael (Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia); José Roberto Pujol Luz (Universidade de Brasília); Maria Helena Mainieri Galileo (Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul); Miguel Angel Monné (Museu Nacional do Rio de Janeiro); Roberto Antonio Zucchi (Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz); Sergio Antonio Vanin (Universidade de São Paulo); Ubirajara Ribeiro Martins (Universidade de São Paulo); William Leslie Overal (Museu Paraense Emílio Goeldi). Um especial agradecimento a Nelson Papavero, profundo conhecedor da história da zoologia, não apenas da entomologia, e que nos forneceu a maior parte das informações que compõem os tópicos iniciais referentes ao período colonial, nos séculos XVI a XVIII, e outras ao longo do século XIX; se não foi possível aproveitar todos os dados, esperamos que ele debite este fato às limitações de espaço, já que nos detivemos mais no século XX. Da mesma forma, agradecemos a Ubirajara Ribeiro Martins de Souza pela leitura dos primeiros manuscritos e pelas sugestões apresentadas.

A Hitoshi Nomura nossa admiração pelo esforço que realiza para produzir um registro da história através da série de publicações editadas pela Fundação Vingt-un Rosado, de Mossoró, Rio Grande do Norte, como História da Zoologia no Brasil (Nomura 1996; Nomura 1996-1997) e Vultos da Zoologia Brasileira (Nomura 1997), onde os interessados encontrarão um número maior de informações sobre a maioria dos entomólogos referidos neste texto.

Referências bibliográficas

d'Abbeville, C. 1614. **Histoire de la Mission des Peres Capvcins en l'Isle de Maragnan et terres circonuoisines ov est traicte des singularitez admirables & des Meurs merueilleuses des Indiens habitants de ce pais. Avec les missiues et aduis qui ont este envoyez de nouueau. Par le R. P. Claude d'Abbeville Predicateur Capvcin.** Imprimerie de François Hvby, Paris.

Anchieta, J. de 1988. **Cartas, informações, fragmentos históricos e sermões**. Editora Itatiaia & Editora da Universidade de São Paulo. [Carta de Anchieta de 1560, *Epistola quam plurimarum rerum naturalium quae S. Vicentii (nunc S. Pauli) provinciam incolunt sistens descriptionem*, traduzida, às pp. 113-139].

Anônimo 1943. Alípio de Miranda Ribeiro. **Arquivos do Museu Nacional** 37: 11-19.

Anônimo 1974. Lauro Travassos. **Arquivos do Museu de História Natural**, Belo Horizonte 1: I-IV.

Anônimo 1977a. Frei Walter Wolfgang Kempf, O.F.M. 26.03.1920 - 20.08.1976. **Revista Brasileira de Entomologia** 20(3/4): 207-208.

Anônimo 1977b. Hans Reichardt Filho. 25.01.1939 - 3.07.1976. **Revista Brasileira de Entomologia** 20(3/4): 205-206.

Arruda, G.P. **Ângelo Moreira da Costa Lima: renomado entomologista, protótipo de homem bom.** <http://web.catie.ac.cr/informacion/RMIP/rev63/biografia.htm>. Acesso: 23/jan/2006.

Avicultura Industrial. **Recordações e Histórias.** Disponível em: <http://www.aviculturaindustrial.com.br/site/dinamica.asp?id=10442&tipo_tabela=variedades&categoria=geral>. Acesso: 8/mar/2006.

Belarmino, L.C. & A.R. Panizzi 1989. Obituário. Andrej Bertels Menschoy (1905-1989). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 18(2): 423-425.

Benchimol, J.L. 2003. Adolpho Lutz: um esboço biográfico. **História, Ciências, Saúde - Manguinhos** 10(1): 13-83.

Biblioteca Virtual em Saúde Adolpho Lutz. **Joseph Francisco Zikán (1881-1949).** Disponível em: <http://www.bvsalutz.coc.fiocruz.br/html/pt/static/correspondencia/joseph.htm>. Acesso: 3/abr/2006.

Bloch, P. 1968. **Vida e obra de Ângelo Moreira da Costa Lima**. Rio de Janeiro: Conselho Nacional de Pesquisas. 129 p.

Borgmeier, T. 1963a. Obituário: Prof. Dr. August Reichenperger; Prof. John Lane; Dom Bento José Pickel, O.S.B.; Dr. Otávio Mangabeira Filho; Dario Mendes. **Studia Entomologica** 6(1/4): 584-586.

Borgmeier, T. 1963b. Entrega do "Prêmio Costa Lima" na Academia Brasileira de Ciências. **Studia Entomologica** 6(1/4): 575:581.

Brown Jr., K.S. 1996. Diversity of Brazilian Lepidoptera: history of study, methods for measurement, and use as indicator for genetic, specific and system richness, p. 222-253. *In*: C.E. de M. Bicudo & N.A. Menezes (eds.). **Biodiversity in Brazil: a first approach.** São Paulo: Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico. 326 p.

Burlamaqui, F.L.C. 1864. **Manual de apicultura ou tratado da cultura e tratamento das abelhas**. Rio de Janeiro: Sociedade Auxiliadora da Indústria Nacional, Typ. do Imperial Instituto Artístico. 4 p.

Câmara, M.A. 1799. **Memória sobre a cultura dos algodoeiros e sobre o methodo de escolher e ensacar, etc. em que se propõem alguns planos novos, para o seu melhoramento, offerecida a S. A. Real, o príncipe regente nosso Senhor, por Manuel Arruda da Camara, formado em medecina, e filosofia e sócio de varias academias, etc.** Lisboa: Officinas da Casa Litteraria do Arco do Cego. [Reproduzido em Mello, 1982, pp. 106-162].

Carneiro, M. 1963. **História da doença de Chagas**. Curitiba. 91 p.

Carpenter, J.M. 1999. Taxonomic notes on paper wasps (Hymenoptera, Vespidae; Polistinae). **American Museum Novitates** 3259: 1-44.

Colégio São Francisco. Biografias. **Adolpho Lutz**. Disponível em: <http://www.colegiosaofrancisco.com.br/alfa/adolf-lutz/adolf-lutz.php>. Acesso: 24/abr/06.

Costa, V.A. & Z.A. Ramiro **Apêndice 1 - Biografias de Adolph Hempel (1870 - 4.11.1949).** Disponível em <http://www.biologico.sp.gov.br/paginas/v11/Ide.htm>. Acesso: 26/jan/2006.

Costa Lima, A.M. da 1956. A br Joly, E. 1896. Praga do caffeeiro. Algumas observações feitas em Bethlem de Jundiahy, nos annos de 1863 a 1864. **Revista Agrícola**, São Paulo 2(14): 27-28.

Jurberg, C. 2004a. Oswaldo Paulo Forattini. **Entomologia y Vectores** 11(2): 201-231.

Jurberg, C. 2004a. Elio Corseuil. **Entomologia y Vectores** 11(4): 563-588.

Jurberg, J. & C.P. Santos 2004. Herman Lent - História e Bibliografia. **Entomologia y Vectores** 11(1): 19-58.

Kempf, W.W. 1976. Father Thomas Borgmeier, O.F.M. (1892-1975). **Studia Entomologica** 19(1/4): 1-37.

Lacerda, J. B. 1899. Necrológio. Fritz Müller. **Arquivos do Museu Nacional** 10: XIII-XV.

Lacerda, J. B., 1905. **Fatos do Museu Nacional do Rio de Janeiro. Recordações historicas e scientificas fundadas em documentos authenticos e informações verídicas.** Rio de Janeiro: Imprensa Nacional.

Lane, F. 1946. A guisa de prefácio, p. vii-xii. *In:* F. Lane & L.R.Guimarães (eds.). **Livro de Homenagem a Romualdo Ferreira d'Almeida.** São Paulo: Impressa Oficial do Estado. 351 p.

Lane, F. & L.R. Guimarães (eds.), 1946. **Livro de Homenagem a Romualdo Ferreira d'Almeida.**. São Paulo: Impressa Oficial do Estado. 351 p.

Lenko, K. & N. Papavero 1997. **Insetos no folclore**. 2ª. edição. São Paulo: Editora Plêiade e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo. 468 p.

Lent, H. 1972. Desenvolvimento da Entomologia no Instituto Oswaldo Cruz. **Ciência e Cultura** 24(12): 1192-1200.

Lessa, J.P. 1882. Extinção dos formigueiros. Novo processo. **Jornal do Agricultor**, Rio de Janeiro 7(176): 322-323.

Lordello, L.G.E. 1976. Departamento de Zoologia, p. 337-347. *In*: **ESALQ 75: 75 anos a serviço da Pátria**. Piracicaba, 1976.

Mabilde, A.P. 1896. **Guia practico para os principiantes colleccionadores de insectos, contendo a descrição fiel de perto de 1000 borboletas com 180 figuras lythographadas em tamanho, formas e desenhos conforme o natural. Estudo sobre a vida de insectos do Rio G. do Sul e sobre a caça, classificação e conservação de uma collecção mais ou menos regular**. Porto Alegre: Gundlach & Schuldt. 238 p.

Magalhães, P.S. 1892. **Subsidio ao estudo das myases**. Rio de Janeiro: Typ. do Brasil. 82 p.

Marinoni, R.C. **Histórico da Sociedade Brasileira de Zoologia.** Disponível em: <http://zoo.bio.ufpr.br/sbz/historic.htm>. Acesso: 15/mar/2006.

Marinoni, L.; M.S. Couri; L.M. Almeida; J. Grazia & G.A. Melo 2005. **Coleções entomológicas brasileiras: estado-da-arte e perspectivas para dez anos.** Disponível em: <http://www.cria.org.br/cgee/documentos/ColecoesEntomologicas.doc>. Acesso: 20/Nov/2005.

Martins, U.R. 1982. Noticiário. Mário Paulo Autuori (10.12.1906 -

1°.07.1982). José Pinto da Fonseca (03.08.1896 - 27.07.1982). **Revista Brasileira de Entomologia** 26(3/4): 363-365.

Martins, U.R.; L.R.Guimarães & R.L. Araujo 1973. Padre Pio Buck, S.J. 1883-1972. **Revista Brasileira de Entomologia** 17(1): vi-vii.

Mascarenhas, H. P. 1883. Utilidade das formiguinhas de S. Matheus. **Revista Agrícola do Imperial Instituto Fluminense de Agricultura**, Rio de Janeiro 14(1): 215-216.

Mello, J.A.G. 1982. **Manuel Arruda da Câmara. Obras reunidas c. 1752-1811.** Col. Recife. Recife: Prefeitura da Cidade do Recife, Secretaria de Educação e Cultura, Fundação de Cultura. Vol. 23. 558 p.

Mello Netto, L. de S. 1870. **Investigações históricas e scientificas sobre o Museu Imperial e Nacional do Rio de Janeiro acompanhadas de uma breve noticia de suas collecções e publicadas por ordem do Ministerio da Agricultura.** Instituto Philomatico, Rio de Janeiro. 310 p.

Messias, M.C. 2005. Sebastião José de Oliveira (*1918 †2005). **Entomologia y Vectores** 12: 147-148.

Möller, A. 1915. **Fritz Müller: Werke, Briefe und Leben**, Jena. Vol. 2, 667 p.

Müller, F. 1877. A correlação das flores versicolores e dos insetos pronubos. **Arquivos do Museu Nacional** 2: 19-23.

Müller, H. 1888. Abelhas brazileiras sem ferrão. **Revista Agrícola do Imperial Instituto Flumínense de Agricultura**, Rio de Janeiro 19: 76-84.

Nascimento, P.T.R. 1979. Catálogo de tipos entomológicos do Museu Goeldi. Hymenoptera. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi (n. s.) (Zoologia)** 98: 1-18.

Nomura, H. 1996. **História da Zoologia no Brasil: Século XVI.** 1ª. e 2ª. partes. Mossoró: Fund.Vingt-un Rosado/ETFRN-UNED. 193 p.

Nomura, H. 1996-1997. **História da Zoologia no Brasil: Século XVII.** 1ª. a 3ª. partes. Mossoró: Fund.Vingt-un Rosado/ ETFRN-UNED. 405 p.

Nomura, H. 1997. **Vultos da Zoologia Brasileira**, Vol. 1 e 2, (2ª. edição dos volumes I-V). Mossoró: Fund.Vingt-un Rosado/ ETFRN-UNED.

Nomura, H. **Esboço biográfico de Fritz Müller (1822-1897).** Disponível em: <http://www.mulleriana.org.br/mulleriana/ muller_nomura.asp>. Acesso: 25/jan/2006.

Obrecht, E. & C. Huber 1993. Ducke type specimens and other Brazilian insect types in the Emil A. Goeldi collection in the Natural History Museum Bern (Switzerland). An annotated catalogue. **Jahrbuch des Naturhistorischen Musems,** Berna 11: 163-184.

Overal, W.L. 1978. Designação de lectótipos de onze espécies de vespas sociais descritas por Adopho Ducke, e notas sobre a coleção Ducke. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi (n. s.) (Zoologia)** 94: 1-4.

Overal, W.L. & I.S. Gorayeb. 1981. Entomologia do Museu Goeldi. **Acta Amazonica**, Supl. 11(1): 177-181.

Paiva, M. P. 2002. **Os naturalistas e o Ceará**. Instituto do Ceará, Fortaleza. 354 p.

Papavero, N. 1971. **Essays on the history of neotropical Dipterology, with special reference to collectors (1750-1905)**, São Paulo: Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. Vol. 1, vii + 216 p.

Papavero, N. 1973. **Essays on the history of neotropical Dipterology, with special reference to collectors (1750-1905)**, São Paulo: Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. Vol. **2**, iii + pp. 217-446.

Papavero, N. 1999a. A "Memoria acêrca das abêlhas da Provincia do Piauhí, no Imperio do Brazil", de Leonardo da Senhora das Dores Castelo-Branco, de 1842, segundo o autógrafo do autor no Instituto Histórico e Geográfico, Rio de Janeiro. I. Introdução e texto. **Contribuições Avulsas sobre a Historia Natural do Brasil. Série História da História Natural** 3: 1-10.

Papavero, N. 1999b. The bicentennial of publication of Vicente Coelho de Seabra da Silva Telles' Memoir on Brazilian bees and wasps. **Contribuições Avulsas sobre a Historia Natural do Brasil. Série História da História Natural** 4: 1-6.

Papavero, N. & D.M. Teixeira 1999. A fauna brasileira do "Vocabulário na língua brasílica" de Leonardo do Valle, S. J. (1585). **Contribuições Avulsas sobre a História Natural do Brasil. Série História da História Natural** 1: 1-8.

Papavero, N.; D.M. Teixeira & J.R. Pujol-Luz 1999. A fauna da Amazônia brasileira nos relatos de viajantes e cronistas dos Séculos XVI ao XVIII. 15. O "Tesouro descoberto no Rio Amazonas" do Pe. João Daniel (1758-1776). **Contribuições Avulsas sobre a Historia Natural do Brasil. Série História da História Natural** 21: 1-7.

Papavero, N.; D.M. Teixeira; P.B. Cavalcante & H. Higuchi 2002. **Landi: Fauna e flora da Amazônia brasileira. O códice "Descrizione di varie piante, frutti, animali, passeri, pesci, biscie, rasine, e altre simili cose che si ritrovano in questa Cappitania del Gran Parà", de Antonio Giuseppe Landi (ca. 1772).** Museu Paraense Emílio Goeldi (Coleção Alexandre Rodrigues Ferreira), Belém. 260 p.

Peckolt, T. 1893. Ueber brasilianische Bienen. **Natur**, Halle 42: 579-581.

Pedro, S.R.M. & J.M.F. Camargo. **Apoidea apiformes.** Disponível em: <http://www.biota.org.br/pdf/v5cap20.pdf>. Acesso: 25/ jan/2006.

Phthiraptera Central. **Lindolpho Rocha Guimarães 1908-1998.** Disponível em: <http://www.phthiraptera.org/phthirapterists/ guimaraes/guimaraes.html>. Acesso: 18/abr/2006.

Pickel, B. 1929. Sobre um coleóptero perfurador de cabos telephonicos observado em Pernambuco (*Megaderus stigma* L. Col. Ceramb.). **Boletim do Museu Nacional**, Rio de Janeiro 5(4): 35-38.

Pickel, B. 1940. Dermatite purulenta produzida por duas espécies de *Paederus* (Col. Staphylinidae). **Revista de Entomologia**, Petrópolis 11(3): 775-793.

PROSSIGA. **Arthur Neiva.** Disponível em <http://www4.prossiga. br/chagas/traj/links/textos/arthur.html>. Acesso: 25/jan/2006.

Rebouças, M.M. 2005. **Arthur Neiva. O idealizador. 1880-1943.** Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/grandes_ nomes/arthur_neiva.htm>. Acesso: 24/jan/2006.

Rebouças, M.M.; S. Bacilieri; A. Batista Filho; E.C. Novaes & E.C. Rosa 2005. **Instituto Biológico - Uma instituição que buscou procedimentos que viabilizaram a sua criação e sua efetiva estada no contexto atual do conhecimento científico.** Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/paginas/v1_1/ Reboucas3.htm>. Acesso: 24/jan/2006.

Reis, J. 1959. Gregório Bondar (1881-1959). Notícias diversas. **Studia Entomologica** 2(1/4): 475-476.

Richards, O. W. 1978. **The social wasps of the Americas excluding the Vespinae**. London: British Museum (Natural History). 580 p.

Sanjad, N. 2003. Da "abominável profissão de vampiros": Emílio Goeldi e os mosquitos no Pará (1905). **História, Ciências, Saúde – Manguinhos**, Rio de Janeiro 10(1): 85-111.

Silva, M.A. 1874. Entomologia agricola. Utilidade dos insectos na industria. Abelhas, bichos de seda. **Revista Agrícola do Imperial Instituto Fluminense de Agricultura**, Rio de Janeiro 5(4): 193-208.

Silva, A.G. d'A.; C.R. Gonçalves; D.M. Galvão; A.J.L. Gonçalves; J. Gomes; M.N. Silva & L. Simoni 1967. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitos e predadores.** Parte I, 1°. e 2°. Tomos. Bibliografia entomológica brasileira. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura, Departamento de Defesa e Inspeção Agropecuária. 622 p.

Sociedade Brasileira de Zoologia. Disponível em: <http://zoo.bio.ufpr.br/sbz/>. Acesso: 15/mar/2006.

Sociedade Entomológica do Brasil. **Histórico.** Disponível em: <http://www.seb.org.br/Seb/historico.asp>. Acesso: 15/mar/2006.

Souza, E. 1897. Os inimigos das culturas – a rosca. **A Lavoura**, Rio de Janeiro 1(3): 22-23.

Souza, G.S. de, 1825. Noticia do Brazil, descripção verdadeira da costa daquelle Estado, que pertence á Coroa do Reino de Portugal, sitio da Bahia de Todos os Santos [Manuscrito de 1589] [Academia Real das Sciencias]. **Collecção de Noticias para a Historia e Geografia das Nações ultramarinas, que vivem nos Domínios portuguezes ou lhes são visinhas,** Lisboa 3(1): 1-342.

Souza, G.S. de, 1871. **Tratado descritivo do Brasil em 1587.** 4ª. ed. Companhia Editora Nacional & Editora da Universidade de São Paulo, São Paulo. 117 p.

Souza, J.C. **Fritz Plaumann. O caçador amoroso**. Disponível em: <http://www.an.com.br/1999/mai/28/0ane.htm>. Acesso: 27/mar/2006.

Spessatto, M.B. 2001. (org.) **O Diário de Fritz Plaumann**. Chapecó: Argos. 311 p.

Staden, H., 1557. **Wahraftige Historia und beschreibung einer andtschafft der Wilden Nacketen Grimmigen Menschfresser Leuthen in der Newenwelt America Gelegen.** Gedruckt in Marpurg, im jar. M.D.LVII. Marpurg, Andreas Kolben.

Taddei, V. A.; U.R. Martins; M. Vivo & A. R. Percequillo 2006. **Infra-estrutura para conservação *ex situ* da biodiversidade. Museus e coleções zoológicas. O acervo das coleções zoológicas do estado de São Paulo**. Disponível em: <http://www.biota.org.br/pdf/v72cap01.pdf>. Acesso: 13/fev/2006.

Teixeira, D.M. 1993. **Theatrum rerum naturalium Brasiliae**. Rio de Janeiro: Editora Index. Vol. 2, 448 p.

Teixeira, D.M. 1995. **Brasil holandês: Miscellanea Cleyeri, Libri Principis & Theatrum rerum naturalium Brasiliae,** Rio de Janeiro, Ed. Index. Vol. 5, 983 p.

Teixeira, D.M. & N. Papavero 2002. Joseph Barboza de Sáa: autor de um manuscrito do Século XVIII sobre os produtos naturais do Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi (Zoologia)** 17(1): 101-118.

Travassos, L.P. 1946. Romualdo Ferreira d'Almeida, p. xiv-xviii. *In*: F. Lane. & L.R.Guimarães (eds.). **Livro de Homenagem a Romualdo Ferreira d'Almeida.** São Paulo:Impressa Oficial do Estado. 351 p.

UFMS/Dourados. Mestrado em Entomologia e Conservação da Biodiversidade. <http://www.ceud.ufms.br/posgrad/mes_ent/index.htm>. Acesso: 08/jun/2006.

UFPR/Entomologia. Entomologia: Curso de Pós-graduação em Ciências Biológicas, UFPR. <http://zoo.bio.ufpr.br/pgento/index.htm>. Acesso: 24/set/2007.

UFV. Programa de Pós-graduação em Entomologia. <http://www.pos.entomologia.ufv.br>. Acesso: 3/set/2007.

Urban, I. 1908. Vitae itinera que collectorum botanicorum, notae collaboratorum biographicae, florae Brasiliae ratio edendi chronologica, systema, index familiarum, pp. i-cx. *In* C.F.P. Von Martius & A.G. Eichler (eds.) **Flora Brasiliensis, enumeratio plantarum in Brasília hactenus detectarum quae suis aliorumque botanicorum studiis descriptae et methodo naturali digestas partim ícones illustratas.** Monachii et Lipsiae [= Munchen e Leipzig]. 1(1): cx + 266 + 31 pp., 59 pls.

USP/FFCLRP. Programa de pós-graduação em Entomologia. FFCLRP/USP. Ribeirão Preto. <http://pgentomologia.ffclrp.usp.br>. Acesso: 3/set/2007.

Utra, G.R.P. d'. 1882. Entomologia vegetal. As formigas da madeira. **Jornal do Agricultor**, Rio de Janeiro 7(139): 367-368.

Utra, G.R.P. d'. 1883. Inimigos da canna d'assucar. Furreca (*Ligyrus rugiceps*). **Jornal do Agricultor**, Rio de Janeiro 9(226): 267-269.

Utra, G.R.P. d'. 1899. Nova cultura experimental da soja. **Boletim do Instituto Agronômico**, Campinas 10(9): 582:587.

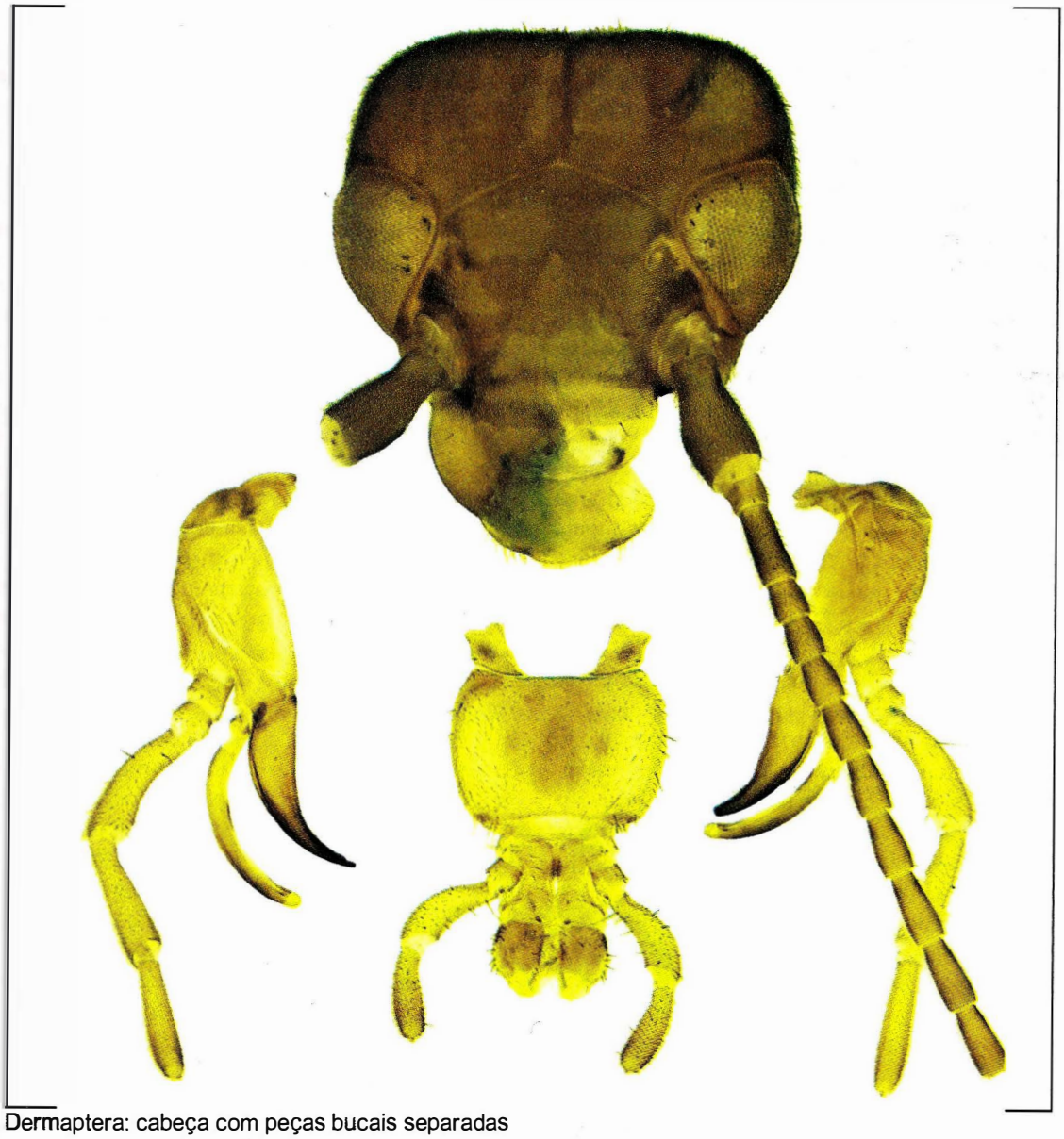
Wygodzinsky, P. 1948. Bibliografia entomológica da região Neotropical. **Revista de Entomologia,** Petrópolis 18(3): 471-479.

Wygodzinsky, P. & R.L. Usinger 1964. The Genus *Reduvius* Fabricius in Western North America (Reduviidae, Hemiptera, Insecta). **American Museum Novitates** 2175: 1-15.

Capítulo 2

MORFOLOGIA EXTERNA

Eduardo A. B. Almeida
Gabriel A. R. Melo



Dermaptera: cabeça com peças bucais separadas

MORFOLOGIA EXTERNA

Eduardo A. B. Almeida
Gabriel A. R. Melo

O entendimento dos princípios básicos da organização morfológica dos insetos é essencial para compreender a ubiquidade desses organismos. Isso permite, ao mesmo tempo, que se estudem com rigor os padrões de variação entre as ordens. A morfologia tem sido por séculos a base de dados utilizada para o reconhecimento de grupos taxonômicos e para a construção das classificações. A variação morfológica, como todas as características biológicas, carrega a história evolutiva dos grupos e, assim, pode ser usada para a delimitação de táxons naturais, reflexo do parentesco entre as espécies. Parte da variação morfológica é resultado de pressões seletivas e, assim, possui um caráter adaptativo. A fascinante diversidade de aparelhos bucais é um dos melhores exemplos de correlação morfológica a diferentes hábitos de vida dos insetos. O objetivo deste capítulo é fornecer as bases para compreender a terminologia de morfologia externa utilizada no restante do livro.

Tratamentos extensos da morfologia dos insetos foram apresentados por Snodgrass (1935, 1952), Matsuda (1965, 1970, 1976, 1979), Scudder (1961, 1971), Smith (1969), Tuxen (1970), Denis & Bitsch (1973), Richard & Davis (1977), Bitsch (1979), Nichols (1989), Kukalová-Peck (1991), entre outros. Há inúmeros outros estudos tratando da morfologia de grupos menores, muito valiosos por elucidarem o uso exato de termos entre especialistas de um táxon. Estruturas homólogas podem ser tratadas por nomes diferentes em diferentes ordens de insetos por razões históricas ou pela dificuldade de se estabelecer hipóteses robustas de homologia entre as estruturas em grupos diferentes. Ainda, há nomes iguais utilizados, em grupos diferentes, para estruturas não homólogas.

Antes de iniciar a discussão sobre a morfologia externa, é importante definir alguns termos que auxiliam a descrição anatômica. O eixo mais longo dos insetos normalmente é aquele que segue da cabeça à extremidade do abdômen e é chamado **ântero-posterior**, podendo também ser denominado **rostro-anal**. Assim, estruturas ou regiões ditas anteriores são aquelas mais próximas à cabeça do inseto. Um plano vertical pode ser imaginado passando ao longo de um inseto ao longo do eixo ântero-posterior, dividindo-o em duas metades idênticas (ou quase idênticas), já que é um organismo bilateralmente simétrico. A **linha mediana** ou **linha média** é útil para descrever o quanto uma parte do corpo se afasta do centro do corpo. Dois outros eixos podem ser traçados, perpendiculares entre si. O eixo **direito-esquerdo,** como o próprio nome sugere, vai de um lado ao outro do inseto. Por último, existe o eixo **dorso-ventral**. Estruturas proximais (ou basais) são aquelas mais próximas da linha mediana e estruturas distais ou apicais são aquelas mais afastadas. Como é característico dos artrópodes, insetos possuem o corpo revestido de placas esclerosadas que, em certas regiões, formam estruturas rígidas e outras que se articulam entre si. O revestimento dos insetos é de fundamental importância para sua sobrevivência e é de grande utilidade para a descrição de sua estrutura morfológica. O revestimento dorsal de um inseto é denominado **tergo**, o lateral é chamado **pleura** e o ventral, **esterno**. O uso desses três termos na literatura entomológica causa um pouco de confusão, porque por vezes são empregados apenas para descrever o conjunto completo de placas dorsais, por exemplo, no caso do tergo, e, por vezes, também é empregado para descrever cada uma das placas. O mesmo ocorre, analogamente, para a pleura e o esterno. Os dois sentidos serão adotados neste livro. Referência às subdivisões ou esclerosações de uma dessas placas é feita pela adição do sufixo **-ito**: **esternito, pleurito** e **tergito**.

O corpo de um inseto constitui-se de uma sequência de partes: os **somitos, segmentos do corpo** ou **metâmeros**, derivados de somitos embrionários. Em insetos, tal como em outros Arthropoda, grupos de segmentos fundem-se durante o desenvolvimento do organismo, formando regiões do corpo denominadas **tagmas**. O padrão de organização dos tagmas é chamado de **tagmose** e, nos insetos, é expresso em três grandes regiões do corpo: cabeça, tórax e abdômen (Fig. 2.1). A consequência mais notável da tagmose em insetos é a divisão do corpo em regiões com funções diferenciadas: na cabeça, encontra-se a maior parte dos órgãos sensoriais, de ingestão de alimentos e o centro neuronal mais desenvolvido do corpo (que se relaciona ao processamento dos sinais recebidos pelos órgãos sensoriais); o tórax abriga a musculatura responsável pela locomoção e nele se inserem os apêndices locomotores, as pernas e, nos pterigotos, também as asas; no abdômen, encontram-se os órgãos digestivos e reprodutivos, entre outros.

Um inseto contém 20 somitos, embora a separação entre eles possa estar obliterada em regiões do corpo em que tenham ocorrido graus acentuados de fusão, como a cabeça. A cabeça é formada pela fusão dos seis segmentos anteriores do corpo (embora haja autores com outras opiniões quanto a esse número). O tórax é formado por três segmentos facilmente reconhecíveis e o abdômen é formado por 11 segmentos.

O padrão de segmentação pode ser complexo, pelo fato de os limites visíveis das placas do exoesqueleto nem sempre corresponderem aos limites dos segmentos. A esclerosação das placas que revestem o corpo de insetos adultos e ninfas não corresponde aos limites dos segmentos metaméricos primitivos, como acontece em algumas larvas não esclerosadas. Esse padrão é chamado **segmentação secundária** e é um estado apomórfico observado no tórax e abdômen da maioria dos insetos (Figs. 2.2-3). Na condição primitiva de segmentação, as **suturas antecostais** demarcam os limites dos segmentos, esses sendo denominados **segmentos primários** (Fig. 2.2). No caso da segmentação secundária, observa-se a esclerosação da sutura antecostal e das regiões adjacentes a ela. Anteriormente à sutura antecostal, localizam-se o **acrotergito** (dorsalmente) e o **acrosternito** (ventralmente), regiões curtas (Fig. 2.3). Os tergos e esternos são placas mais extensas que os acrotergitos e acrosternitos (acroesternitos), e localizam-se posteriormente à sutura antecostal. A flexibilidade intersegmental é garantida, no caso da segmentação secundária, pela **membrana conjuntiva** (ou **intersegmental**), que conecta a extremidade posterior de um tergo (ou esterno) à extremidade anterior do acrotergito (ou acrosternito) subsequente. A **crista antecostal** ou **antecosta** (Fig. 2.3) reforça o esqueleto internamente à linha formada pela sutura antecostal e serve para a fixação de músculos.

Certos apêndices dos insetos estão subdivididos em unidades menores, muitas vezes também chamadas de segmentos. Entretanto, nesses casos, deve-se evitar o uso do termo "segmento" porque essas subdivisões não derivam da segmentação como descrita acima. Às subunidades de uma estrutura, como os palpos das peças bucais, o tarso de uma perna e os cercos abdominais, reserva-se o termo **artículo**. Alternativamente, pode-se referir-se aos artículos empregando-se o sufixo -mero (do grego, parte), como, por exemplo, **tarsômeros** ou **palpômeros**.

Termos que causam alguma confusão nas descrições morfológicas de insetos são sulco e sutura. O termo **sutura** frequentemente é reservado às linhas que marcam a segmentação primária do corpo, embora com frequência também seja usado para as linhas resultantes da fusão, ou mesmo da subdivisão, de escleritos. Por outro lado, as linhas de reforço e aumento de rigidez, marcadas no integumento do inseto, são denominadas **sulcos**. Sulcos são dobras do integumento que formam carenas internas, servindo para a inserção de músculos ou para aumento de rigidez do exoesqueleto. Em casos de maior desenvolvimento dessas dobras, formam-se placas ou espinhos internos denominados **apófises** ou **apódemas**. Para facilitar a referência a regiões do corpo do inseto, áreas ou placas delimitadas por sulcos e/ou suturas são tratadas por **escleritos**, mesmo quando não corresponderem a um segmento do corpo.

Cerdas, muitas vezes denominadas **pelos**, são estruturas conectadas à cutícula e têm grande importância taxonômica para alguns grupos de insetos. O Capítulo 3, "Morfologia Interna e Fisiologia", neste livro, fornece descrições sobre a origem e funções dessas estruturas. Cabe notar que as descrições morfológicas nem sempre são consistentes ao empregar esses termos, especialmente quando se comparam trabalhos de ordens diferentes de insetos. Essa variação no uso dos termos pode ser observada nos diversos capítulos deste livro, respeitando as tradições dos usos para os grupos taxonômicos.

Cabeça (Figs. 2.4-6). É um tagma geralmente globular, rígido e bastante esclerosado. Sua origem embrionária não está completamente esclarecida, mas as hipóteses mais aceitas são de que a cápsula cefálica tenha se originado da fusão dos seis ou sete primeiros segmentos do corpo. A cabeça possui duas aberturas, uma anterior (ou ventral), onde se inserem as partes bucais, e outra posterior, por onde se conecta ao restante do corpo. Três padrões básicos da morfologia da cabeça são observados, distintos quanto ao posicionamento das peças bucais: **hipognato** (Fig. 2.5), **prognato**, e **opistognato**. O primeiro é o mais comum e caracteriza-se pela abertura oral e posicionamento das peças bucais voltadas para baixo quando a cabeça está em repouso. Acredita-se que essa seja a condição mais plesiomórfica (ou original) para a morfologia da cabeça dos insetos. As condições prognato (por exemplo, de Raphidioptera

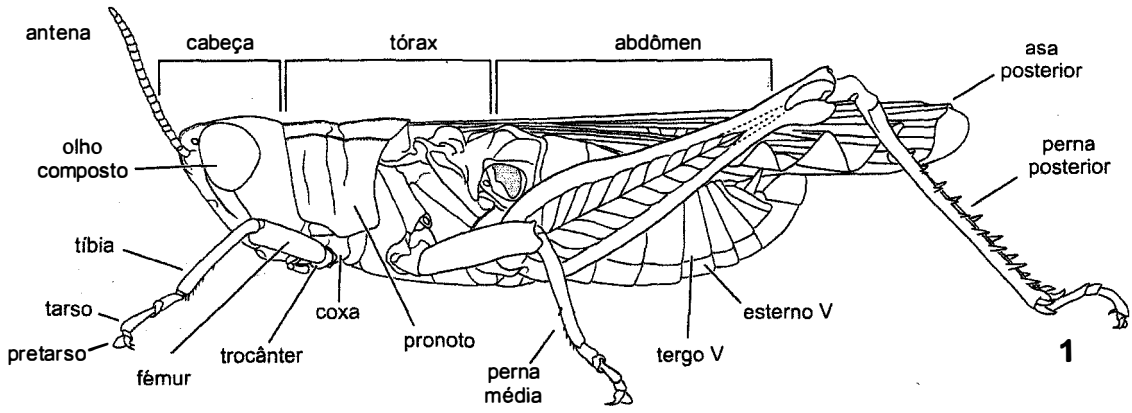


Figura 2.1. Hábito lateral de um adulto do gafanhoto *Orphulella punctata* (De Geer), macho (Orthoptera, Acrididae).

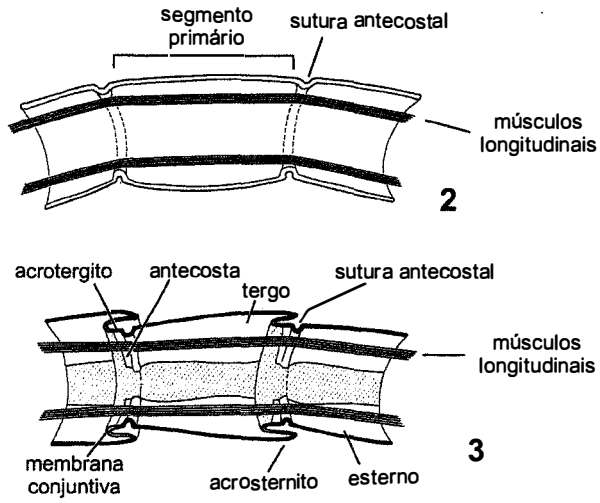
e muitos Coleoptera) e opistognato (por exemplo, Hemiptera, Blattaria) são caracterizadas, respectivamente, pela orientação das peças bucais para frente e para trás. A condição opistognata é basicamente uma modificação de hipognato, em que a boca é ventral, mas o aparelho bucal se volta para trás.

A cabeça é formada por regiões reconhecíveis e comparáveis em representantes da maioria dos insetos (Figs. 2.4-6). Alguns escleritos e estruturas são especialmente importantes como pontos de referência para essas regiões. Dentre essas estruturas, cabe mencionar: (1) **olhos compostos**, nas laterais; (2) três **ocelos** medianamente no alto da cabeça; (3) **alvéolos antenais**, medianamente na face e abaixo dos ocelos; (4) **boca**; e (5) **forâmen occipital** ou **forâmen magno**, na parede posterior da cabeça. A região da cabeça dorsal e anterior ao forâmen occipital é chamada de **epicrânio**, o qual se divide em **occipício** (posteriormente), **vértice** (dorsalmente), **fronto-clípeo** ou simplesmente **clípeo** (anteriormente) e **gena** (lateralmente) (Fig. 2.5).

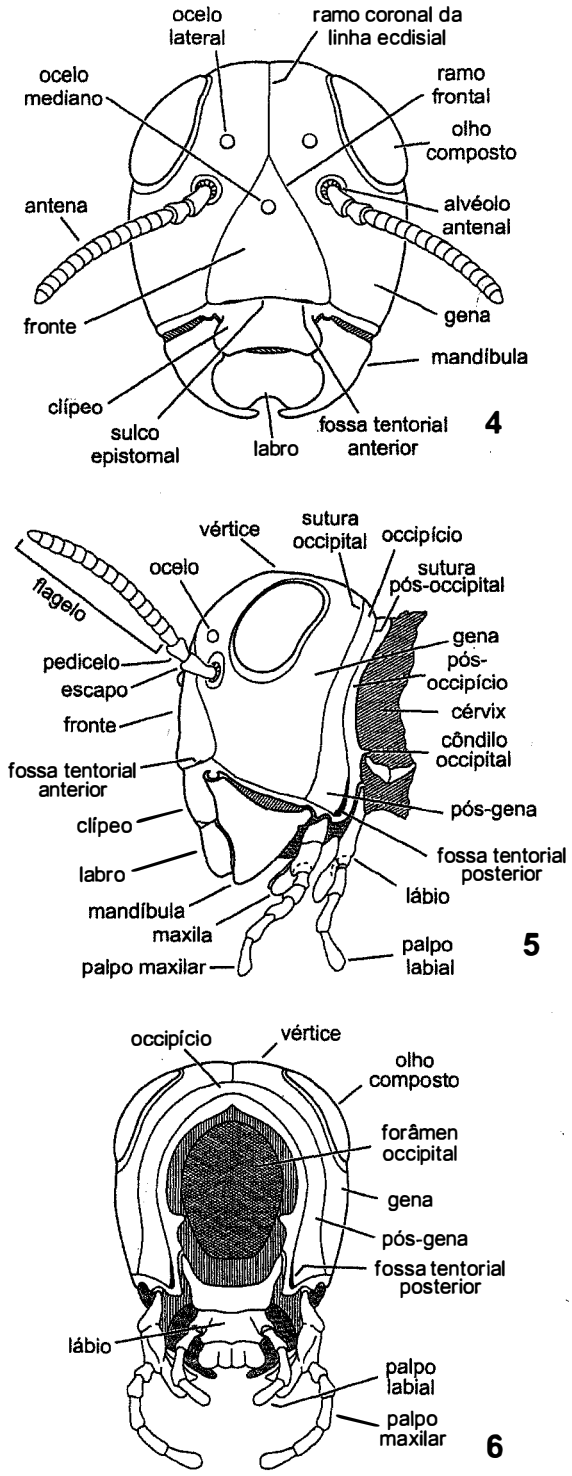
A maioria dos insetos adultos e ninfas possui um par de **olhos compostos** bastante conspícuos que, em alguns casos, tomam uma parte considerável da superfície da cabeça (Figs. 2.4-6). Em casos extremos, os olhos se encontram medianamente e essa condição é chamada **holóptica**; nos casos em que isso não acontece, chama-se **dicóptica**. As unidades constituintes dos olhos compostos são os **omatídios**, pequenas lentes corneais organizadas como facetas hexagonais. Cerdas diminutas podem estar presentes entre os omatídios do olho.

Além dos olhos compostos, os insetos possuem três **ocelos**, que formam um triângulo, geralmente isósceles e posicionado entre o vértice da cabeça e os alvéolos antenais (Fig. 2.4). A presença de três ocelos em grande parte dos grandes grupos de insetos sustenta a hipótese de que essa condição estava presente no ancestral comum de Hexapoda. Os dois ocelos mais próximos aos olhos são chamados de **ocelos laterais**. O **ocelo mediano** posiciona-se sobre a linha média da cabeça e aparentemente foi formado a partir de dois ocelos que se fundiram, hipótese sustentada por sua inervação dupla.

Entre os olhos compostos, localizam-se os **alvéolos antenais** (também denominados de tórulos, fossas antenais ou bulbos antenais), que são aberturas na cabeça circundadas por anéis esclerosados, onde se inserem as antenas. As **antenas** são móveis e divididas em três artículos principais



Figuras 2.2-3. Diagramas esquemáticos de dois tipos de segmentação do corpo. **2**, segmentação primária; **3**, segmentação secundária. Fonte: Snodgrass (1935).



Figuras 2.4-6. Estruturas da cabeça de um inseto pterigoto (gafanhoto), mostrando seus principais sulcos, suturas e regiões. **4**, vista frontal; **5**, vista lateral; **6**, vista posterior. Fonte: Snodgrass (1935).

(ou antenômeros): o **escapo**, o **pedicelo** e o **flagelo** (Fig. 2.5). O flagelo é composto por um número variável de unidades, os **flagelômeros**, enquanto o escapo e o pedicelo não são subdividos. O flagelo pode ser uma estrutura inteiriça (um único flagelômero) ou pode ter várias dezenas de flagelômeros, e essa variação frequentemente possui importância taxonômica. Em Collembola e Diplura, entretanto, não se reconhece o flagelo, uma vez que os artículos distais ao que seria o pedicelo dos outros insetos possuem musculatura própria, sendo os artículos denominados apenas de antenômeros.

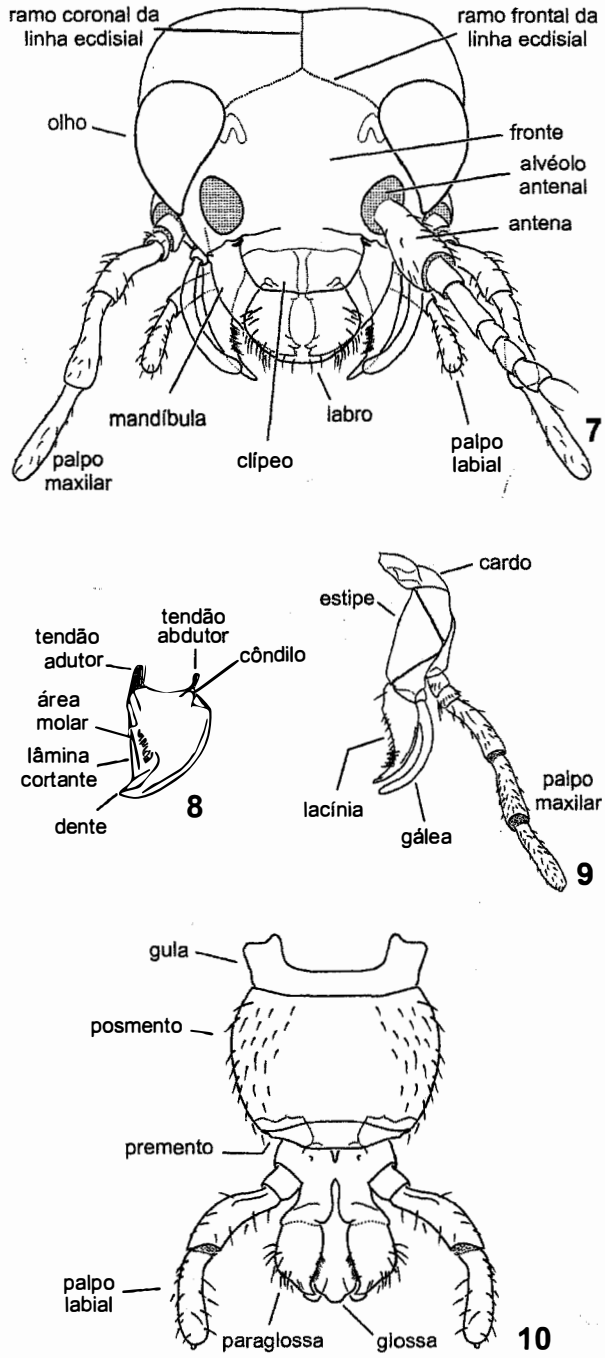
A única linha presente na cabeça de todos os insetos que corresponde a um limite intersegmental é a **sutura pós-occipital** (Figs. 2.5-6). Apenas em Archaeognatha, observa-se outra sutura anterior à pós-occipital que marca o segmento maxilar. Em alguns grupos de insetos, é possível reconhecer a **linha ecdisial** (ou "sutura" epicranial). Essa linha possui a forma de um Y invertido e marca o local de rompimento da cápsula cefálica durante as mudas dos imaturos e que persiste como uma linha pouco pigmentada em adultos. O ramo mediano da linha ecdisial, denominado **ramo coronal**, estende-se desde o occipício até a face do inseto, onde se divide em dois ramos laterais, chamados **ramos frontais** (Fig. 2.4).

A região frontal da cabeça, fronto-clípeo, pode ser subdividida em duas placas principais, **fronte** e **clípeo**. Esses escleritos são separados transversalmente pelo **sulco epistomal**, o qual conecta as **fossas tentoriais anteriores** (Fig. 2.4).

Aparelho bucal. Os insetos, em sua definição mais restrita, correspondem ao grupo chamado de **ectognatos** que, como sugere o nome, com o aparelho bucal externo/exposto. As linhagens mais proximamente aparentadas dos insetos, Collembola, Protura e Diplura, são conhecidas em conjunto como **entognatos**, por possuírem as partes bucais protegidas dentro de uma cavidade na cabeça. O aparelho bucal pode ser evertido dessa cavidade quando o inseto se alimenta.

São cinco os componentes principais das peças bucais dos insetos: **labro, hipofaringe, mandíbula, maxila** e **lábio**, do mais anterior ao mais posterior. O plano-básico da morfologia das partes bucais (Figs. 2.7-10) pode ser encontrado em algumas ordens de insetos, embora muitas modificações de uma ou mais estruturas tornem bastante difícil o reconhecimento das partes homólogas. De forma geral, a modificação das peças bucais ocorre pelo aumento de tamanho de algumas estruturas e diminuição ou até desaparecimento de outras.

Dois tipos gerais de morfologia de mandíbulas podem ser reconhecidos e dizem respeito à articulação dessas estruturas com a cápsula cefálica (mais especificamente à área chamada de **pleuróstoma**). São denominadas mandíbulas **mono** e **dicondílicas** (veja o capítulo "Morfologia Interna e Fisiologia" para mais detalhes). Nas mandíbulas monocondílicas, a articulação dá-se apenas entre o **côndilo** mandibular (arredondado e protuberante) encaixado no **acetábulo** genal, uma concavidade. Mandíbulas dicondílicas são observadas nos Dicondylia (Zygentoma e Pterygota) e são apomórficas em relação à condição monocondílica. Nos Dicondylia, a articulação entre a mandíbula e o crânio



Figuras 2.7-10. Cabeça e peças bucais dissecadas de um adulto da tesourinha *Labidura xanthopus* (Stål) (Dermaptera, Labiduridae). **7**, cabeça, vf; **8**, mandíbula; **9**, maxila; **10**, lábio.

dá-se por dois pontos: um homólogo àquele presente nas mandíbulas monocondílicas e outro mais anterior próximo ao sulco epistomal. Na mandíbula, tipicamente, observa-se uma região apical contendo uma **lâmina cortante** e/ou um número variável de **dentes**, e uma área basal onde o alimento é triturado — **área molar** (Fig. 2.8).

As maxilas são subdividas em cinco partes: **cardo** [plural: **cardos**], **estipe** [plural: **estipes**], **gálea**, **lacínia** e **palpo maxilar** (Fig. 2.9). Os cardos promovem a ligação

entre as demais partes da maxila e a cabeça, conectando-se a esta última por meio de uma articulação monocondílica como aquela da mandíbula. A maxila conecta-se a uma região lateral à boca, denominada **hipóstoma**, posicionando-se póstero-ventralmente às mandíbulas e ântero-dorsalmente ao lábio. Distalmente ao cardo, localiza-se a estipe, à qual se conectam dois lobos, a lacínia (mesal) e a gálea (lateral). Mais lateralmente, insere-se o palpo maxilar, composto por número variável de artículos, denominados **palpômeros** (Fig. 2.9). Como a lacínia auxilia as mandíbulas no processamento dos alimentos, é a estrutura mais rígida da maxila; ao passo que o palpo e a gálea têm papel mais sensorial, sendo assim mais delicados e flexíveis.

O lábio (Fig. 2.10) posiciona-se posteriormente em relação à maxila e possui estrutura semelhante e comparável a esta última, em que componentes homólogos podem ser reconhecidos (veja abaixo). Contudo, as duas metades correspondentes às maxilas estão fundidas medianamente, formando uma estrutura funcional única. Suas partes constituintes são **posmento, premento, paraglossa, glossa** e **palpo labial** (Fig. 2.10). O posmento é a estrutura mais proximal e articula-se à superfície póstero-ventral da cabeça, e pode subdividir-se em **submento** (proximal) e **mento** (distal). Em insetos prognatos, a conexão entre o posmento e a superfície ventral da cabeça é realizada por um esclerito chamado **gula** (ou ponte epistomal). O premento, tal como a estipe da maxila, conecta-se distalmente a dois pares de lobos e, lateralmente, ao palpo labial. Os lobos mais mesais são as glossas e os mais laterais, as paraglossas. O conjunto formado pela glossa e as paraglossas é denominado **lígula**. O premento posiciona-se na base da cavidade pré-oral e é contíguo a uma membrana que termina na base do salivário.

O lábio é homólogo à segunda maxila de Myriapoda e Crustacea. A correspondência (homologia serial) entre as partes do lábio e da maxila de insetos dá-se na seguinte forma:

Maxila	**Lábio**
Cardo	Posmento
Estipe	Premento
Gálea	Paraglossa
Lacínia	Glossa
Palpo maxilar	Palpo labial

O labro articula-se por meio de sua margem proximal ao clípeo (articulação clípeo-labral) (Fig. 2.7), encobre as bases das mandíbulas e delimita a cavidade pré-oral anteriormente. A parede interna do labro, denominada **epifaringe,** é membranosa. A **hipofaringe** é um lobo não esclerosado posicionado atrás do labro; em Entognatha, Archaeognatha e Zygentoma, estágios larvais de Ephemeroptera e em Dermaptera, a hipofaringe possui dois lobos laterais, chamados de **superlígulas**. A **boca** é uma pequena abertura localizada atrás do clípeo, que se abre entre a hipofaringe e a epifaringe. A cavidade formada entre a hipofaringe e a epifaringe é denominada **cibário**. Entre a superfície posterior da hipofaringe e a anterior do lábio, encontra-se o **salivário**, cavidade onde se abrem as glândulas salivares labiais.

Tórax. É formado por três segmentos, denominados **protórax, mesotórax** e **metatórax**. No padrão morfológico primitivo de insetos, os três segmentos eram similares em tamanho. Em insetos alados, o segundo e o terceiro segmentos são muito mais desenvolvidos em relação ao protórax, chamados em conjunto de **pterotórax**. Apesar de o pronoto ser o menor dos três tergos torácicos na maioria dos insetos pterigotos, esse esclerito é muito desenvolvido e cobre parcialmente os dois segmentos posteriores em Blattaria, Orthoptera e Coleoptera.

O tórax é o tagma mais importante para a locomoção dos insetos, tanto para os terrestres quanto para aqueles que voam, uma vez que abriga a musculatura das pernas e das asas. Anteriormente, o tórax conecta-se à cabeça pela **cérvix** ou **pescoço** (Fig. 2.5), uma região membranosa com pequenos escleritos que facilitam a articulação. A origem dos elementos formadores da cérvix permanece incerta, podendo ser composta por elementos cefálicos e torácicos.

A separação entre os segmentos torácicos é marcada pela sutura antecostal, que, como discutido acima, corresponde à dobra primária entre segmentos. A partir dessa sutura, originam-se **fragmas** (Fig. 2.11), que são apódemas em forma de placas que servem à fixação da musculatura longitudinal. Os fragmas são expansões das cristas antecostais, observadas internamente às suturas antecostais em Entognatha, Archaeognatha e Zygentoma.

No tórax, apenas o mesotórax e o metatórax possuem **espiráculos**, aberturas do sistema respiratório traqueal que possibilitam as trocas gasosas (ver capítulo "Morfologia Interna e Fisiologia"). O espiráculo mesotorácico posiciona-se posteriormente à margem da propleura. O espiráculo metatorácico é menor e costuma posicionar-se mais proximamente à mesopleura que à metapleura.

Os tergos torácicos são frequentemente denominados **notos**, para diferenciar dos tergos abdominais. Dessa forma, o tórax possui **pronoto, mesonoto** e **metanoto**. Em Entognatha, Archaeognatha e Zygentoma, e em ninfas de Pterygota, não há sobreposição entre os notos. A sobreposição ocorre nos adultos de pterigotos. Além disso, nos pterigotos, os notos em que as asas se inserem dividem-se em **alinoto** (anterior) e **posnoto** (posterior) (Fig. 2.11). Os posnotos de um inseto, **mesoposnoto** e **metaposnoto**, representam o acrotergito somado à sutura antecostal do terceiro segmento torácico e do primeiro abdominal, respectivamente (Fig. 2.11). Essa conformação das placas do tórax dos pterigotos relaciona-se à ação da musculatura de voo indireto através da deformação do tórax. Em ordens caracterizadas pelo uso primário ou exclusivo das asas anteriores para o voo (por exemplo, Diptera), o mesotórax é mais desenvolvido; naquelas em que as asas posteriores têm mais importância (como em Coleoptera e Orthoptera), o metatórax é expandido em relação ao mesotórax.

As asas inserem-se no alinoto, em geral mais longo que o posnoto e divide-se em três regiões demarcadas por sulcos: **prescuto, escuto** (ou escudo) e **escutelo** (da parte anterior para a posterior), os dois últimos sendo mais definidos e frequentemente mais reconhecíveis que o primeiro. O **sulco escuto-escutelar,** em forma de V invertido, quando muito desenvolvido, é chamado por alguns autores de **fissura**. No mesonoto, seria apropriado referir-se aos escleritos do alinoto

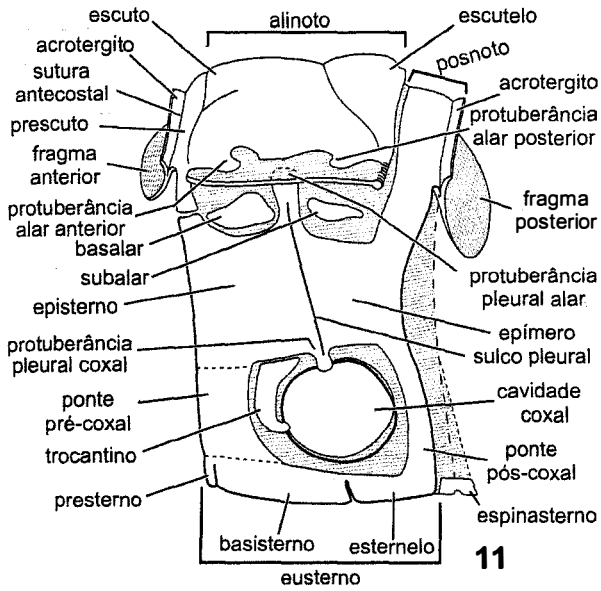


Figura 2.11. Diagrama em vista lateral de um segmento típico do pterotórax, mostrando seus escleritos. Fonte: Snodgrass (1935).

por **pré-mesoscuto, mesoscuto** e **mesescutelo (mesoscutelo),** enquanto no metanoto seriam chamados de **pré-metascuto, metascuto** e **metescutelo (metascutelo).** As margens laterais do mesoscuto e do metascuto possuem pequenas projeções denominadas **protuberâncias alares anterior** e **posterior,** importantes para a articulação das asas ao tórax (Fig. 2.11).

As asas inserem-se na junção entre tergo e pleura e as pernas unem-se ao tórax na região pleural. Os escleritos pleurais pterotorácicos são subdivididos em duas placas por um sulco transversal, denominado **sulco pleural** (Fig. 2.11). Esse sulco estende-se à porção superior da pleura, onde se forma uma projeção que se articula e auxilia na sustentação e articulação da asa (**protuberância pleural alar**). Na porção inferior, outra projeção articula-se com a coxa (**protuberância pleural coxal**). O sulco pleural reforça a lateral do segmento torácico, dando mais rigidez à pleura durante a contração da musculatura de voo, evidenciado internamente pela **crista pleural.** O sulco pleural divide a pleura em duas metades: a anterior é chamada de **episterno** e a posterior, de **epímero.** No mesotórax, são chamados de **mesepisterno (mesoepisterno)** e **mesepímero (mesoepímero)** e, no metatórax, **metepisterno (metaepisterno)** e metepímero **(metaepímero)** (Fig. 2.11).

São encontrados também **epipleuritos,** que funcionam como pontos de fixação de músculos diretos de voo. Os epipleuritos anteriores, mais próximos do episterno, são chamados **basalares** e aqueles mais próximos ao epímero são chamados **subalares.** Frequentemente ocorre fusão de escleritos basalares e de subalares, formando apenas um basalar e um subalar. Um pequeno esclerito anterior à coxa e à protuberância pleural coxal é o **trocantino** (Fig. 2.11).

Os esternos torácicos, **prosterno, mesosterno** e **metasterno,** têm morfologia bastante variável e observa-se grau variável de redução, esclerosação e fusão de placas. Dois escleritos principais são observados: o **eusterno** (placa principal em cada segmento), intercalados por placas intersegmentais, chamadas de **espinasterno.** O metesterno (metasterno) nunca possui espinasterno. Os eusternos podem fundir-se aos espinasternos sem que seja possível diagnosticar seus limites claramente. O espinasterno pode ser uma placa simples ou subdividida em três escleritos: **presterno, basisterno** e **esternelo** (Fig. 2.11).

O eusterno frequentemente se funde ao esternito pleural adjacente, formando um **látero-esternito,** que se denominam **pontes pré-coxal** e **pós-coxal,** posicionadas, respectivamente, anterior e posteriormente à articulação da coxa.

Pernas. Um par de pernas insere-se em cada segmento do tórax, recebendo, por isso, nomes específicos de acordo com sua inserção: pernas **anteriores** (ou protorácicas), **médias** (ou mesotorácicas) e **posteriores** (ou metatorácicas) (Fig. 2.1). A estrutura típica de uma perna em Hexapoda inclui seis artículos principais: **coxa, trocânter, fêmur, tíbia, tarso** e **pretarso** (ou pós-tarso), do mais proximal ao mais distal (Fig. 2.1).

Há evidências de que o número de artículos da perna reduziu-se ao longo da evolução dos insetos. Grupos de insetos representados apenas no registro fossilífero e outras classes de Arthropoda (como aracnídeos) possuem artículos adicionais: pré-fêmur (fundido com o trocânter), patela (fundida com a tíbia) e basitarso (associado ao tarso). Acredita-se que alguns Ephemeroptera e Odonata viventes possuam vestígios de um ou mais desses artículos.

A **coxa** é, em geral, curta e robusta. Em vários grupos de Neoptera, as coxas meso e metatorácicas estão subdivididas em **coxa vera** e um lobo posterior, o **mero.** A articulação da coxa ao tórax é feita pela protuberância coxal e, em alguns casos, também pelo trocantino ou com o esterno. Quanto maior é o número de pontos de articulação, mais restritos são os tipos e a amplitude de movimentos executados pela coxa. A articulação com o trocantino reduz a liberdade de movimentos da coxa em relação à articulação unicamente com a pleura; ainda mais restritiva é a articulação com a pleura e o esterno. Em geral, o **trocânter** também é curto, sendo uma peça importante na articulação entre a coxa e o fêmur, embora não permita ampla gama de tipos de movimento por tratar-se de articulação dicondílica. O trocânter único presente na grande maioria dos grupos de insetos pode ser resultante da fusão do par de trocânteres encontrado em outros Arthropoda. Em Odonata, o trocânter está subdividido em duas unidades não articuladas entre si. Dentre os artículos da perna, normalmente o **fêmur** é o mais desenvolvido, muito forte e rígido, podendo ainda ser o mais longo. Sua morfologia de modo geral possui modificações nesses casos relacionadas a adaptações aos hábitos de vida e funções do fêmur. Em geral, a **tíbia** é o artículo mais longo, mas não tão robusto quanto o fêmur. Vários espinhos costumam estar presentes na sua superfície e pode haver também esporões localizados subapicalmente e voltados para o lado interno. Tíbia e fêmur conectam-se por articulação dicondílica, ao passo que distalmente, a tíbia é unida ao tarsômero proximal por uma articulação monocondílica. O **tarso** divide-se em um número variável de **tarsômeros,** entre um e cinco mas em grande parte dos insetos estão presentes de três a cinco artículos. O estado mais plesiomófico da morfologia tarsal aparenta ser sem subdivisões, como observado em outros

grupos de Arthropoda (por exemplo, o propodito em Crustacea) e em linhagens muito antigas de insetos: Protura e alguns Collembola. O primeiro tarsômero é comumente o mais longo e pode ser tratado por **metatarso** ou **basitarso** (este último termo não deve ser confundido com o segmento ancestral de Arthropoda perdido pelos insetos como discutido acima). Comumente o ápice dos tarsômeros possui uma pequena região ventral em forma de almofada, denominada **plântula** (Fig. 2.12). Os escleritos ventrais e mais distais da perna conectam-se à extremidade do pretarso: a **placa unguitrator** (ou simplesmente unguitrator) e a **planta**. Associados ao pré-tarso estão **garras tarsais**, um **arólio** entre as garras (Fig. 2.12) e **pulvilos**, estruturas em forma de almofadas na base das garras. As garras tarsais inserem-se médio-apicalmente e, entre elas e partindo da planta, localiza-se o arólio. Em alguns insetos, esse lobo é substituído por um espinho situado ventralmente, o **empódio** (que pode também ser lobulado).

Asas. A condição plesiomórfica de um adulto de inseto pterigoto é possuir dois pares de asas, as **anteriores** conectadas ao mesotórax e as **posteriores**, ao metatórax. Os dois pares são serialmente homólogos e morfologicamente comparáveis. A asa constitui-se de uma lâmina membranosa sustentada por um conjunto de **veias alares** longitudinais, as quais são reforçadas por veias transversais. As veias tendem a concentrar-se na porção anterior da asa e são mais rígidas próximo à base, adelgaçando-se em direção ao ápice.

Algumas regiões principais da asa são reconhecíveis nos diferentes grupos de insetos alados (Fig. 2.13). A principal delas é o **remígio**, que corresponde à porção anterior da asa (podendo ocupar quase toda sua área) e é responsável por grande parte do movimento de voo, impulsionado pela musculatura torácica. Posteriormente ao remígio, posiciona-se a **área anal** (ou **clavo**), que é delimitada pela **dobra anal** (ou **claval**), uma linha de flexão paralela à veia cubital. Uma segunda linha de flexão, a **linha jugal**, pode delimitar uma terceira pequena porção da asa, situada posteriormente à área anal e denominada **jugo** ou **área jugal**. Nas asas posteriores, o clavo pode-se expandir e formar uma **área vanal** (ou **vano**), delimitado anteriormente por outra linha de flexão, a **linha claval**. A importância funcional dessas linhas de flexão nas asas é discutida no capítulo "Morfologia Interna e Fisiologia".

As veias são ditas convexas e côncavas, dependendo de sua configuração em relação ao plano da asa, o que é mais fácil de verificar próximo à base da asa. Esses dois tipos de veias alternam-se da margem anterior à posterior, com isso conferindo às asas uma estrutura plissada. Há sistemas alternativos de terminologia de venação (e de hipóteses de homologia), mas há concordância em que o conjunto fundamental constitui-se das seguintes sete veias principais longitudinais, seguidas de suas respectivas abreviações (Fig. 2.14a): **costa (C), subcosta (Sc), radial (R), média (M), cubital (Cu), anal (A)** e **jugal (J)**, listadas da mais anterior a mais posterior. Por convenção as veias convexas aparecem seguidas de sinal positivo (+) e as côncavas de sinal negativo (-).

Às veias secundárias, adiciona-se "anterior" (A) e "posterior" (P) ao nome da veia, e numerais subscritos caso haja ramificações adicionais. Por exemplo, uma veia média que se bifurca duas vezes produzindo quatro veias é denominada 'média' na base, 'média anterior' (MA) e 'média posterior' (MP) depois da primeira bifurcação, e 'MA_1', 'MA_2', 'MP_1' e 'MP_2' distalmente às segundas bifurcações (Fig. 2.14a).

O nome de uma veia transversal (Fig. 2.14b) é determinado pelos nomes das longitudinais às quais ela se conecta, em minúsculo e separados por hífen (por exemplo, a veia transversa que une a média, M, e a cubital, Cu, chama-se m-cu), exceto quando une dois ramos de uma mesma veia longitudinal (por exemplo, a veia transversa que une MA e MP chama-se m).

Grandes diferenças no sistema de venação das asas são encontradas entre as ordens de insetos. Essas diferenças devem-se à: (1) redução ou perda de uma ou mais das veias principais; (2) ramificação das veias principais, formando veias longitudinais acessórias; (3) presença de um número variável de veias transversais; e (4) fusão de veias, especialmente daquelas localizadas na margem anterior da asa.

As áreas membranosas delimitadas pelo sistema de veias são denominadas **células alares** (ou simplesmente células). Uma distinção pode ser feita entre dois tipos de células: **abertas** são aquelas parcialmente delimitadas por veias, mas que alcançam a margem da asa; as **fechadas** são completamente delimitadas por veias. Uma célula recebe o nome da veia principal (ou ramo dessa veia) presente em

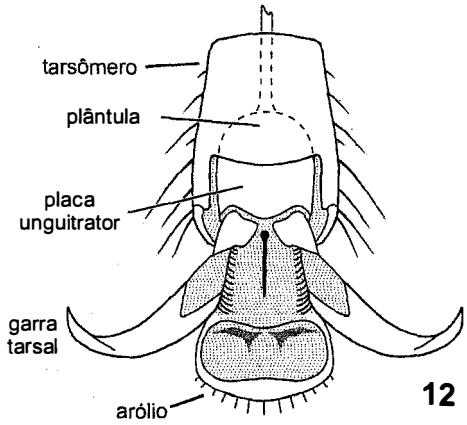


Figura 2.12. Pretarso da barata *Periplaneta americana* (L.) (Blattaria, Blattidae), vv. Fonte: Snodgrass (1935).

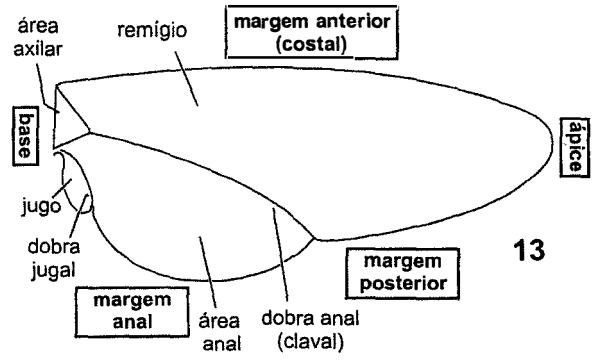


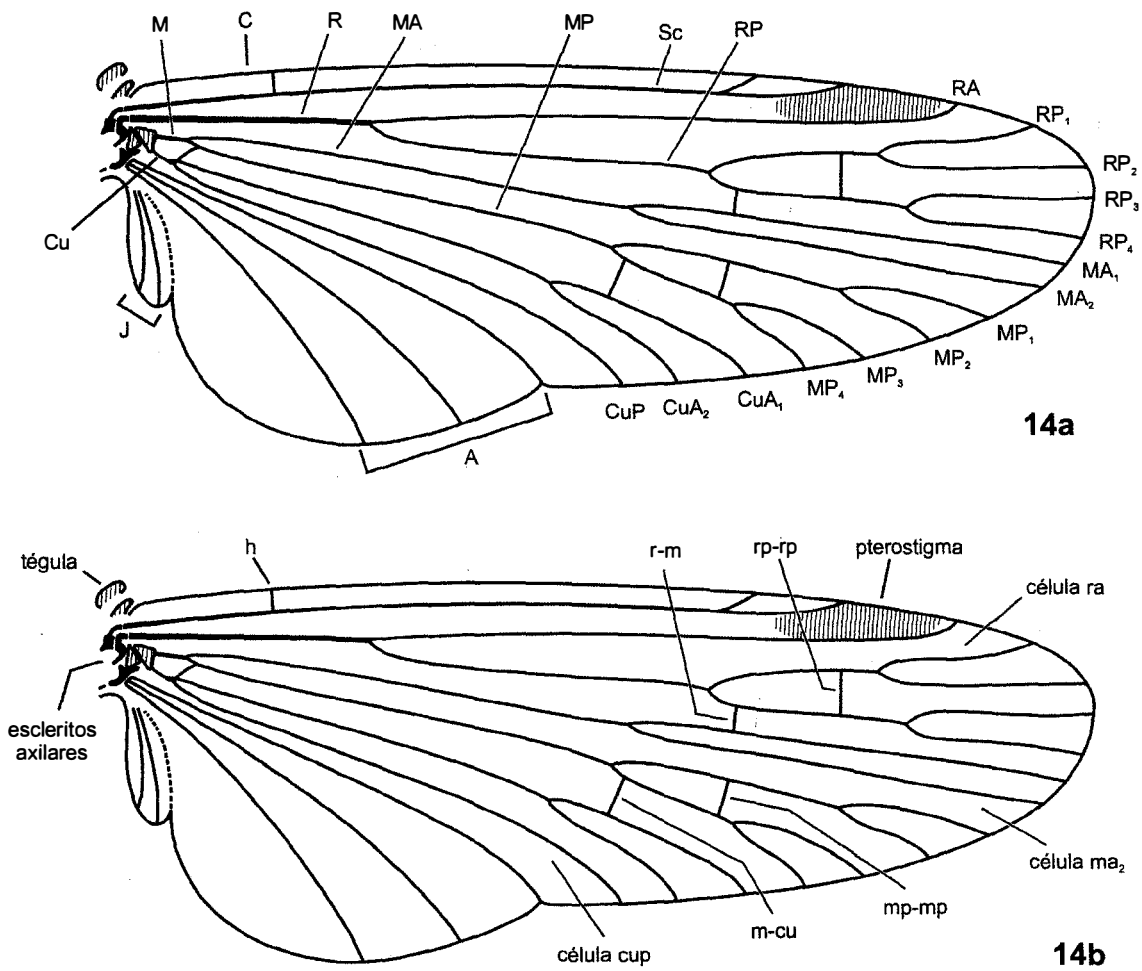
Figura 2.13. Asa esquemática com suas regiões e linhas de flexão (dobras). Fonte: CSIRO (1970).

sua margem anterior . Assim, a célula costal (c) localiza-se posteriormente à veia C e a segunda célula cubital anterior (cua_2), à veia CuA_2. O **pterostigma** (Fig. 2.14a) é uma área opaca ou pigmentada na margem anterior, posicionada mais proximamente ao ápice da asa.

As asas inserem-se no tórax em uma área triangular não esclerosada chamada **área axilar** (Fig. 2.13) e articulam-se com o tórax com o auxílio de **escleritos articulares** e das protuberâncias alares. Nos Neoptera (Pterygota com exceção de Ephemeroptera e Odonata), os escleritos articulares consistem de uma **placa umeral, tégula** e três (raramente quatro) **escleritos axilares** (Fig. 2.14b). Por meio desses escleritos, a asa articula-se dorsalmente com as protuberâncias alares do escuto e ventralmente com a protuberância pleural e os epipleuritos. O primeiro esclerito axilar conecta-se à subcosta, o segundo conecta-se ao primeiro esclerito, e também à veia radial e à placa média; o terceiro esclerito conecta-se às veias anais. A placa média conecta-se às veias medial e cubital, além do segundo esclerito axilar.

Em vários grupos de Neoptera, as asas anterior e posterior movem-se juntas, funcionando como uma unidade. Para tanto, existem diferentes mecanismos de acoplamento das asas. Essas estruturas, presentes em Lepidoptera, Trichoptera, Mecoptera e Hymenoptera, consistem, de forma geral, da sobreposição de porções de uma asa sobre a outra ou também envolvem a modificação de cerdas especializadas que auxiliam no acoplamento das duas asas. Nessas ordens, quatro tipos de acoplamento são observados entre as asas anterior e posterior: (1) ampla sobreposição entre as margens das asas anterior e média (**acoplamento amplexiforme**); (2) o lobo jugal da asa anterior sobrepõe-se à porção anterior da asa posterior (**acoplamento jugal**); (3) uma ou mais cerdas da asa posterior (**frênulo**) prendem-se a uma estrutura chamada de retináculo, um tufo de cerdas na asa anterior (**acoplamento frenular**); (4) uma fileira de pequenos ganchos, chamados **hâmulos,** na margem anterior da asa posterior permite o acoplamento a uma dobra esclerosada na margem posterior da asa anterior (**acoplamento hamular**).

Abdômen. No plano-básico de Hexapoda, o abdômen possui 11 segmentos. Contudo, o número observado na maioria dos insetos é menor. O primeiro pode ser reduzido ou fundido ao tórax e com frequência ocorrem reduções ou modificações dos segmentos distais. Os sete segmentos proximais são



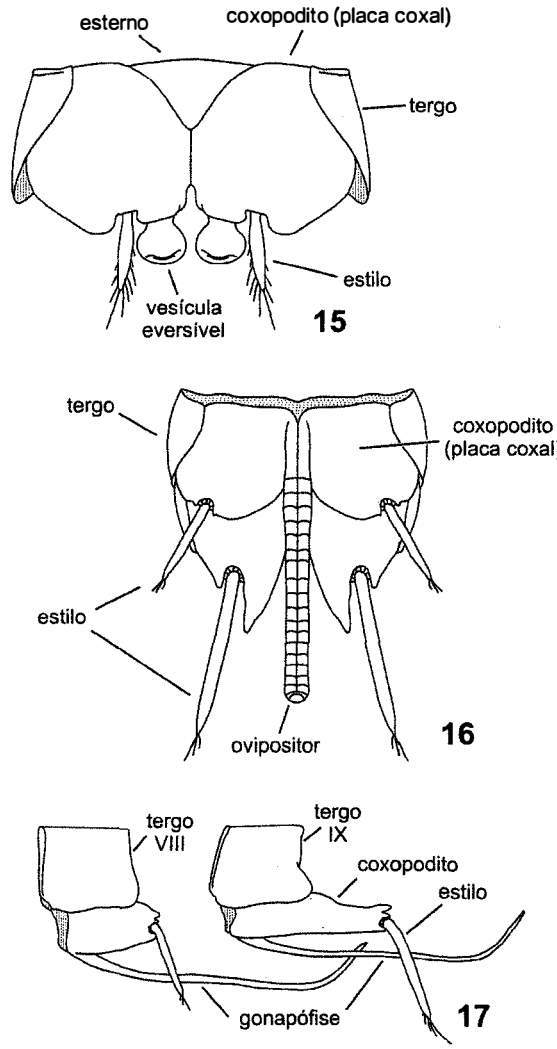
Figuras 2.14a-b. Venação. **14a**, posição relativa e orientação das principais veias alares longitudinais; **14b**, posição relativa e orientação das principais veias alares transversais. Fonte: CSIRO (1970).

chamados de **segmentos pré-genitais**, já que os segmentos VIII e IX representam os **segmentos genitais**. O segmento X, quando presente, é sempre reduzido; o segmento XI é representado por pequenos lobos que circundam a abertura anal: um esclerito dorsal denominado **epiprocto** e um par de escleritos látero-ventrais, os **paraproctos**. Algumas ordens de insetos possuem, tipicamente, **cercos** na extremidade apical do abdômen (Fig. 2.18). Esses apêndices têm origem metamérica e são derivados do segmento XI, normalmente tendo função sensorial (em Dermaptera e em alguns Diplura, os cercos são modificados em pinças preênseis). Em sua condição ancestral, inserem-se na membrana entre o epiprocto e os paraproctos. Como o segmento XI é ausente ou muito reduzido na maioria dos grupos, os cercos articulam-se ao segmento X ou a outros segmentos.

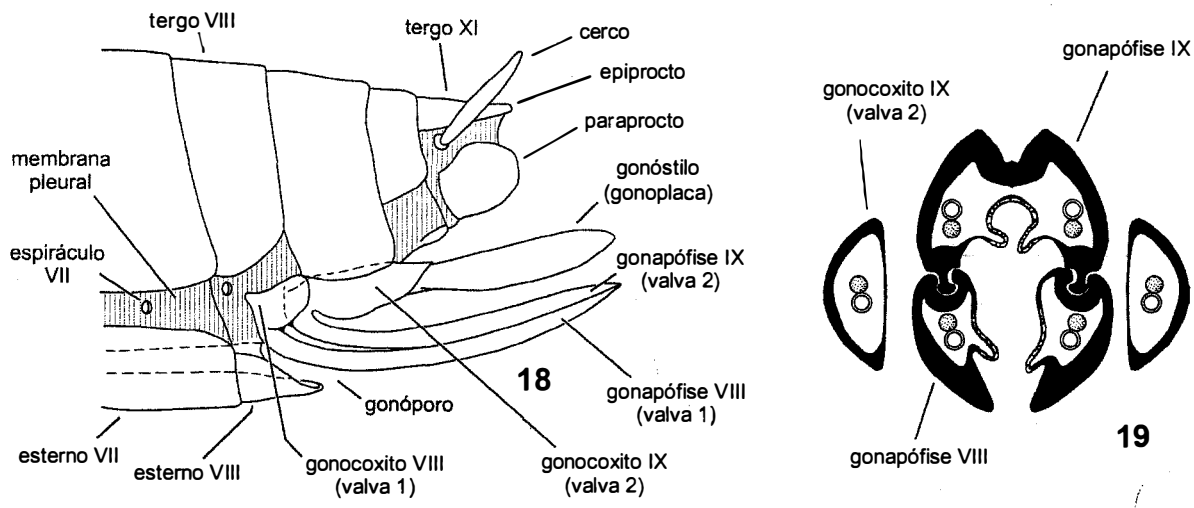
Os oito primeiros segmentos abdominais tendem a ser morfologicamente bastante similares. De modo geral, os **tergos** são maiores e arqueados, enquanto que os **esternos** são menores e planos. A conexão entre tergos e esternos é feita por uma **membrana pleural**, o que aumenta a flexibilidade e a capacidade de dilatação dos segmentos (Fig. 2.18). Excepcionalmente, pode haver fusão do tergo e do esterno de um segmento, formando um anel. Essa membrana flexível permite ainda uma superposição parcial das placas dorsais sobre as ventrais. Da mesma maneira, a conexão intersegmental por membrana conjuntiva dá ao abdômen capacidade de distensão no eixo longitudinal. Os espiráculos posicionam-se lateralmente, em geral na pleura, mas podem estar incorporados ao tergo ou ao esterno adjacente. Além disso, o número de espiráculos pode não corresponder exatamente ao número de segmentos. Em geral, não há apêndices nos segmentos pré-genitais, exceto pelas exceções descritas abaixo. Observa-se nos tergos a segmentação secundária típica, em que estão presentes acrotergito e sutura antecostal, com musculatura longitudinal conectando essas suturas. Ao contrário da segmentação torácica, contudo, não há formação de placas comparáveis aos posnotos. Nos esternos abdominais, a segmentação normalmente também segue o padrão secundário.

Apêndices abdominais metaméricos eversíveis são encontrados em segmentos pré-genitais em Entognatha, Archaeognatha e Zygentoma. A homologia dessas estruturas em relação aos apêndices encontrados em alguns pterigotos não está bem estabelecida. Em Archaeognatha, observa-se a divisão dos esternos abdominais em três placas, em que a mediana é menor e corresponde ao esterno verdadeiro dos demais insetos. Os escleritos laterais, denominados **coxopoditos**, possuem **vesículas eversíveis** medianas e apêndices laterais móveis, chamados **estilos** (Fig. 2.15). Os coxopoditos de Archaeognatha são interpretados como homólogos às coxas de pernas locomotoras.

Terminália. A terminália, tanto masculina quanto feminina, corresponde ao subtagma ano-genital resultante da modificação dos segmentos mais distais do abdômen, do VIII ou IX (raramente o VII) até o mais distal. **Genitália** é o nome dado à porção genital da terminália (isto é, segmentos genitais), que inclui modificações morfológicas relacionadas à cópula e oviposição. Representantes viventes de Archaeognatha possuem o que poderia ser considerada muito próxima do plano-básico da morfologia da terminália de insetos Ectognatha (Fig. 2.17). Em Entognatha, não se observa diferenciação de uma genitália. Comparada à morfologia da genitália de outros grupos de insetos, as estruturas de Zygentoma e Archaeognatha são relativamente simples (Figs. 2.16-17, 20-21). Além disso, a morfologia de machos e fêmeas é semelhante o bastante para permitir comparações, hipóteses de homologia e generalizações sobre suas partes constituintes, por exemplo, comparações aos segmentos abdominais I-VII (veja descrição da morfologia dos esternos abdominais de Archaeognatha, acima). Os escleritos que compõem os segmentos genitais recebem nomes específicos: os coxopoditos são chamados de **gonocoxitos** ou **valvíferos**, os estilos são



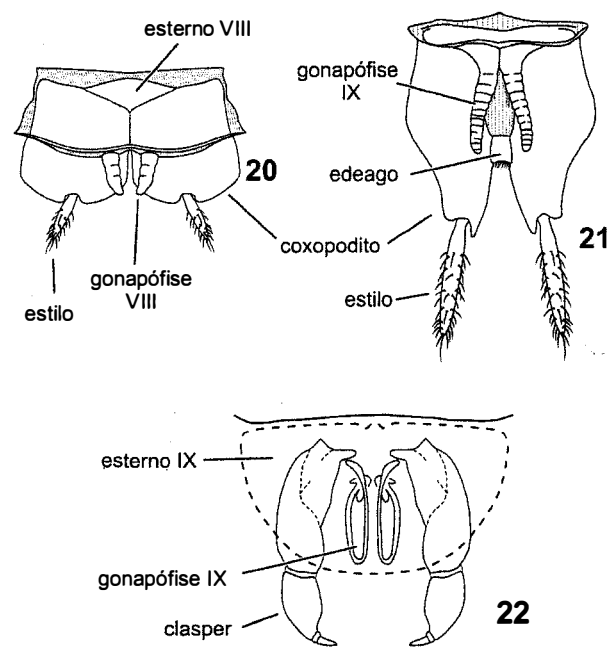
Figuras 2.15-17. Segmentos abdominais e ovipositor. **15**, segmento abdominal de *Nesomachilis* (Archaeognatha, Meinertellidae), mostrando o esterno verdadeiro e os coxopoditos, aos quais se conectam vesículas eversíveis e estilos, vv; **16**, segmentos abdominais VIII, IX e ovipositor de *Thermobia* Bergroth (Zygentoma, Lepismatidae), vv; **17**, gonópodes dos segmentos abdominais VIII e IX e seus respectivos tergitos em *Machilis* Latreille (Archaeognatha, Machilidae), vl. Fonte: Snodgrass (1935).



Figuras 2.18-19. Estrutura do ovipositor de um inseto pterigoto. **18**, ovipositor, vl.; **19**, ovipositor, corte transversal. Fonte: Snodgrass (1935) e Smith (1969), respectivamente.

chamados de **gonóstilos** e as projeções lanciformes articuladas na base dos gonocoxitos, denominadas **gonapófises** ou **valvas** (Fig. 2.18). A homologia das gonapófises permanece controversa, com alguns autores defendendo a origem a partir de modificação de partes distais das pernas. Coletivamente, gonóstilos e gonapófises são chamados de **gonópodes**. Apesar da dificuldade de estabelecer- se em alguns casos a homologia entre as partes da genitália entre diferentes grupos de insetos, um ou ambos os pares de gonapófises podem ser encontrados em ao menos um sexo de todas as ordens de insetos ectognatos.

A abertura genital feminina (**gonóporo**) localiza-se entre os segmentos abdominais VIII e IX. A evolução do aparelho ovipositor dos insetos levou ao desenvolvimento de uma bainha formada pelas gonapófises: o primeiro par (segmento VIII) forma o assoalho do canal e o segundo par (segmento IX) recobre a parte superior dessa estrutura. Esse canal contribui no processo de postura, após a liberação do ovo através do gonóporo. A evolução do ovipositor nos diferentes grupos de insetos passou por grandes modificações morfológicas, que incluíram aumento ou redução de determinadas partes, chegando até à redução quase completa de todo o ovipositor. Zygentoma e Pterygota possuem o **gonângulo**, uma pequena placa localizada entre os gonocoxitos VIII e IX, possivelmente resultante da fragmentação do segundo gonocoxito e que facilita a movimentação do ovipositor. Entre os Pterygota, o ovipositor (Figs. 2.18-19) pode ser encontrado em Orthoptera, Grylloblattaria, Dictyoptera e Hymenoptera, na maioria dos grupos de Hemiptera, Thysanoptera e Psocoptera e em alguns Odonata. Os insetos pterigotos compartilham uma série de modificações adicionais importantes: (1) perda do primeiro gonóstilo (ou de ambos os gonóstilos); (2) expansão do segundo gonocoxito e respectivo gonóstilo, formando uma estrutura laminar, que em vários grupos envolve as gonapófises (Fig. 2.19); (3) o primeiro gonocoxito tende a articular- se mais proximamente ao tergo IX que ao VIII (Fig. 2.18), como na configuração ancestral; e (4) a superfície interna das gonapófises é revestida por pequenas escamas ou espinhos direcionados para trás, que previnem que o ovo retroceda durante a oviposição. Ao longo da história da Entomologia, muitas dessas estruturas receberam nomes diferentes para tratar da morfologia em diferentes ordens, o que pode causar confusão. Nos machos, a abertura genital localiza-se no segmento IX. A estrutura da genitália masculina de Archaeognatha e Zygentoma é muito similar à das fêmeas, mas as gonapófises dos machos são em geral menores (Figs. 2.20-21). Além dos componentes básicos dos segmentos genitais — gonocoxito, gonapófise e gonóstilo — observa-se um tubo membranoso (ou fracamente esclerosado) mediano



Figuras 2.20-22. Genitália masculina. **20**, primeiro gonocoxito e gonópodes do segmento abdominal VIII de *Machilis variabilis* Say (Archaeognatha), vv; **21**, segundo gonocoxito e gonópodes do segmento abdominal IX de *M. variabilis*, vv; **22**, idem, de um inseto pterigoto, vv. Fontes: 20-21, Snodgrass (1935); 22, Smith (1969).

posicionado entre as gonapófises do segmento abdominal IX. Esse tubo é o **edeago** (ou **pênis**), que abriga o ducto ejaculatório, que se abre através do gonóporo (Fig. 2.21). Em Pterygota, duas modificações estruturais são percebidas na morfologia da genitália masculina, em comparação àquela de Archaeognatha e Zygentoma: o desaparecimento do primeiro par de gonapófises e dos gonóstilos do primeiro gonocoxito. Além disso, os gonóstilos associados ao segundo gonocoxito são modificados em **clasperes**, os quais se posicionam lateralmente ao edeago e auxiliam a manutenção de sua posição correta durante a cópula (Fig. 22). Um grande número de escleritos adicionais é encontrado como especializações surgidas em genitálias dos diferentes grupos de insetos pterigotos.

Referências bibliográficas

Bitsch, J. 1979. Morphologie abdominale des insectes, p. 291–578. *In:* P.-P. Grassé (ed.). **Traité de Zoologie**, 8(2), Masson et Cie., Paris, 612 p.

CSIRO. 1970. **The insects of Australia: A textbook for students and research workers**. Melbourne, Melbourne University Press, xiv+1029 p.

Denis, J.R. & J. Bitsch 1973. Morphologie de la tête des Insectes, p. 1–593. *In:* P.-P. Grassé (ed.). **Traité de Zoologie**, 8(1), Masson et Cie., Paris, 593 p.

Gullan, P.J. & P.S. Cranston 2007. **Os Insetos: Um Resumo de Entomologia**, tradução S.M.M. Hoenen. Ed. Roca, São Paulo, 440 p.

Kukalová-Peck, J. 1991. Fossil history and the evolution of hexapod structures, p. 141-179. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielsen, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J. Whitten and M.J. Littlejohn (Eds.). **The insects of Australia: A textbook for students and research workers, second edition.** Melbourne, CSIRO, Melbourne University Press, xviii+1137 p.

Matsuda, R. 1965. Morphology and evolution of the insect head. **Memoirs of the American Entomological Institute** 4: 1–334.

Matsuda, R. 1970. Morphology and evolution of the insect thorax. **Memoirs of the Canadian Entomologist** 76: 1–431.

Matsuda, R. 1976. **Morphology and evolution of the insect abdomen, with special reference to developmental patterns and their bearings upon systematics**. Pergamon Press, Nova York, xiii+534 p.

Matsuda, R. 1979. Morphologie du thorax et des appendices thoraciques des insects, p. 1–289. *In:* P.-P. Grassé (ed.). **Traité de Zoologie**, 8(2), Masson et Cie., Paris, 612 p.

Nichols, S.W. [compilador] 1989. **The Torre-Bueno glossary of entomology**. New York Entomological Society, Nova York, 840 p.

Richard, O.W. & R.G. Davies 1977. **Imms' general textbook of entomology**. Vol. 1: Structure, Physiology and Development. 10ª Ed. Chapman and Hall, Londres, 418 p.

Smith, E.L. 1969. Evolutionary morphology of external insect genitalia. 1. Origin and relationships to other appendages. **Annals of the Entomological Society of America** 62: 1051–1079.

Scudder, G.G.E. 1961. The comparative morphology of the insect ovipositor. **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 152: 113–131.

Scudder, G.G.E. 1971. Comparative morphology of insect genitalia. **Annual Review of Entomology** 16:379–406.

Snodgrass, R.E. 1935. **Principles of insect morphology**. McGraw Hill, Nova York, ix+667 p.

Snodgrass, R.E. 1952. **A textbook of arthropod anatomy**. Cornell University Press, Ithaca, 363 p.

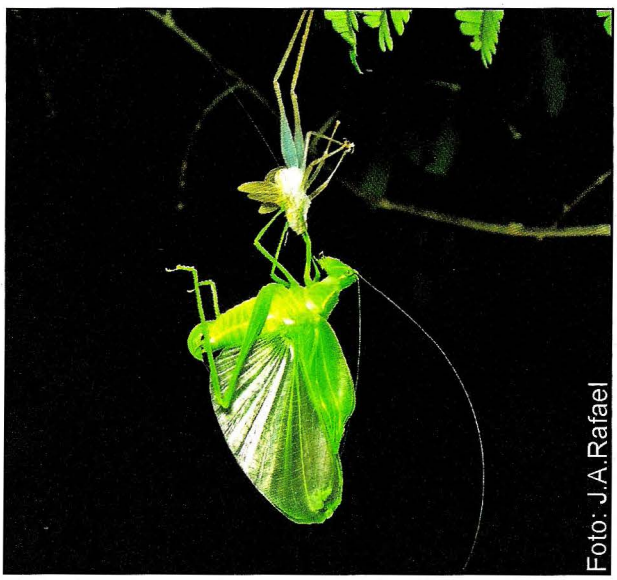
Tuxen, S.L. 1970. **Taxonomist's glossary of genitalia in insects**. Munksgaard, Copenhagen, 359 p.

Capítulo 3

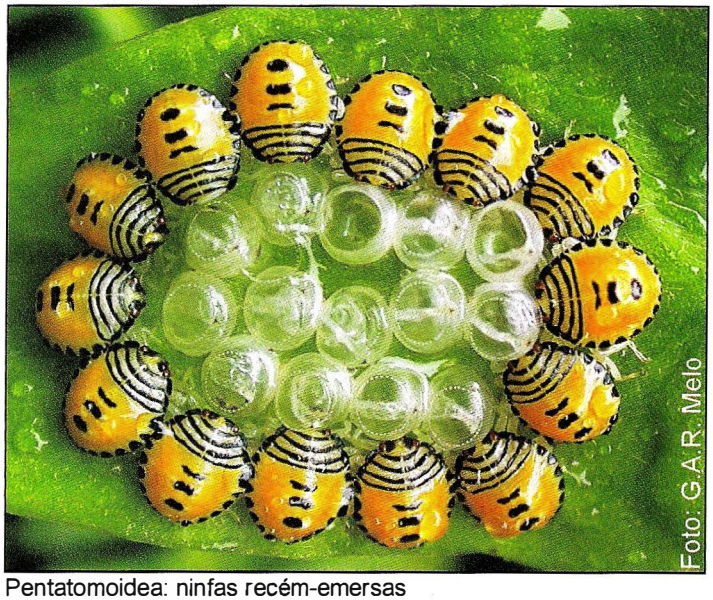
ANATOMIA INTERNA E FISIOLOGIA

Mirian David Marques

Plecoptera, Perlidae: momento da última muda



Orthoptera, Tettigonidae: momento da última muda



Pentatomoidea: ninfas recém-emersas

ANATOMIA INTERNA E FISIOLOGIA

Mirian David Marques

Pensar em um organismo como um todo integrado implica considerar estrutura e função. A morfologia procura explicar a estrutura e a relação entre as diferentes estruturas entre si. Nesse ponto, morfologia e fisiologia aproximam-se, desde que as formas são, em última instância, adaptações físicas plásticas que possibilitam ao organismo desempenhar as mais variadas funções. Morfologia externa e interna complementam-se e separá-las em tópicos é apenas um artifício didático. A impressão de uma grande diversidade de processos fisiológicos também se desfaz quando se pensa que apenas algumas funções são essenciais a todos os seres vivos. Todos dependem das mesmas funções, apenas empregam vias diferentes. Esclarecer o funcionamento de um sistema ajuda explicar sua estrutura anatômica, ou seja, a anatomia é a determinação de fatos estruturais.

1. Inseto: plano geral

Provenientes de um ancestral de hábito aquático para ocupar o hábitat terrestre, os insetos possuem grandes modificações: (1) dos apêndices ligados à locomoção; (2) dos sistemas sensoriais para percepção de estímulos químicos, mecânicos e luminosos no ambiente terrestre; (3) das funções relacionadas ao equilíbrio osmótico e iônico do meio interno; e (4) das estruturas que permitem a troca de gases com o meio aéreo externo.

1.1. Cabeça. A cabeça consiste em uma cápsula de integumento muito esclerosado, ligada ao tórax pela **cérvix** (ou **pescoço**). Em locais bem definidos para cada espécie, o integumento possui invaginações igualmente duras, os **apódemas** ou **apófises** que formam protuberâncias rígidas onde se ligam os músculos. Esses apódemas constituem um endoesqueleto, denominado **tentório**, presente em todos os Pterygota. A existência desse endoesqueleto proporciona uma base para a inserção dos músculos cefálicos e dá solidez à cabeça. Também é o tentório o responsável pela disposição e estabilidade mecânica do cérebro e da cavidade bucal, além de fortalecer os pontos de articulação de algumas peças bucais, como as mandíbulas.

Grandes massas musculares estão presentes na cabeça, separadas em três grupos distintos, de acordo com as estruturas que movimentam: (1) músculos da antena; (2) músculos das peças bucais; e (3) músculos cervicais.

Cada antena é movida como um todo por músculos **extrínsecos**, situados na base do escapo e que se inserem nos braços anteriores do tentório ou, alternativamente, direto na cápsula cefálica. Movimentos entre artículos antenais e do pedicelo em relação ao flagelo são possíveis graças a músculos **intrínsecos**. O flagelo, porém, não tem musculatura própria, exceto nos Collembola e nos Diplura, que têm musculatura intrínseca — uma plesiomorfia.

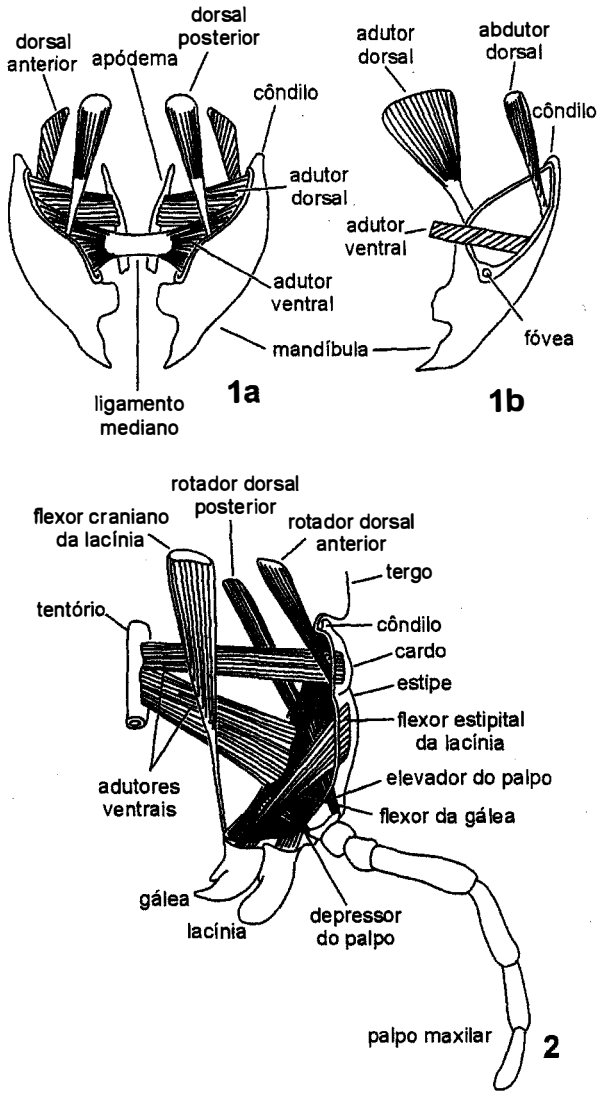
A musculatura das peças bucais é bastante complexa e permite movimentos precisos de cada uma delas. Todas as peças bucais possuem músculos intrínsecos e extrínsecos, com exceção das mandíbulas, que só têm os últimos.

O labro, que é revestido por cutícula mole, pode ser movimentado para cima e para baixo por músculos **retratores**, além de compressão dorso-ventral, proporcionada por músculos intrínsecos **compressores**.

As mandíbulas aproximam-se entre si pela ação de músculos **adutores** e afastam-se por aquela dos **abdutores**. A situação das mandíbulas e de sua musculatura é distinta nas diferentes ordens de insetos. Nos insetos entognatos e nos Archaeognatha, a mandíbula articula-se com a cápsula cefálica através de um único ponto, **articulação monocondílica**. A mandíbula movimenta-se ao redor desta articulação pela ação de músculos anteriores e posteriores, provenientes da cápsula cefálica e dos braços anteriores do tentório (Fig. 3.1a). Nos Pterygota, surgem os músculos adutores e abdutores, e a base da mandíbula tem dois pontos de articulação, **articulação dicondílica,** responsáveis pelo estabelecimento do eixo que proporciona o movimento mandibular (Fig. 3.1b).

Maxilas e lábio têm estrutura muscular semelhante. Sua movimentação geral é dada por músculos extrínsecos que se inserem na região dorsal da cápsula cefálica ou no tentório. Músculos intrínsecos, em ambas, são responsáveis pela movimentação dos palpos (Fig. 3.2).

Os músculos cervicais controlam os movimentos da cabeça como um todo. São classificados em **elevadores**, **depressores**, **retratores** e **rotadores**, de acordo com o posicionamento que proporcionam a cabeça. Esses músculos



Figuras 3.1-2. Musculatura da mandíbulas e palpo maxilar. **1a**, mandíbula de Entognatha, com uma articulação (um côndilo); **1b**, mandíbula de Pterygota com duas articulações (um côndilo e uma fóvea); **2**, musculatura intrínseca do palpo maxilar. Fonte: Snodgrass (1935).

têm origem no protórax, sendo que alguns se inserem em escleritos da própria cérvix e outros chegam até o tentório ou até a região do topo da cápsula cefálica.

1.2. Tórax. Pode ser considerado como o "centro da locomoção" do corpo do inseto, por conta da especialização de seus apêndices. Em quase todos os insetos, há um par de pernas em cada segmento torácico e, na maioria dos adultos, um par de asas nos segmentos meso e metatorácicos.

Para se locomoverem, os insetos dependem do exoesqueleto esclerosado e articulado, e da musculatura que nele se prende. As pernas dão sustentação física ao corpo, mantendo-o distante do solo quando o inseto se locomove sobre superfícies sólidas ou líquidas. Para isso, as pernas são bastante longas e a estabilidade é mantida porque o corpo fica suspenso entre elas, baixando o centro de gravidade (Fig. 3.3).

Modelos mecânicos mostram que o desenvolvimento de pernas longas implica a redução de seu número, para garantir sua eficiência funcional. As seis pernas proporcionam a condição de maior estabilidade durante o movimento, mesmo em velocidades muito diferentes. A eficiência mecânica também aumenta porque a base das pernas ficam bastante juntas, imediatamente atrás da cabeça. Essas necessidades mecânico-funcionais ajudam a explicar as mudanças do padrão de locomoção ocorridas nos insetos, quando comparado àquele dos Myriapoda, por exemplo. A evolução do tórax dos insetos é atribuída a essas mudanças.

1.3. Pernas. Os três pares de pernas torácicas são característicos dos Hexapoda. Em Archaeognatha, Protura, Diplura e nas larvas de vários Pterygota, existem também pernas abdominais funcionais que têm papel na locomoção. Essas pernas, entretanto, não têm estrutura semelhante àquela das pernas torácicas, mas ainda existem dúvidas quanto à sua origem embrionária. Em alguns insetos, as pernas torácicas sofrem mudanças estruturais e tornam-se especializadas para outras funções que não locomoção. Aqui será descrita apenas a estrutura das pernas torácicas, responsáveis pela locomoção terrestre dos insetos.

Tipicamente, os seis artículos da perna torácica estão ligados entre si por articulações mono e dicondílicas. Eles possuem cutícula muito esclerosada, mas entre um artículo e outro, encontra-se um anel membranoso, o **córion articular**, que aumenta a flexibilidade da articulação.

A coxa tem forma quase cilíndrica ou de um cone truncado e sua base liga-se à parede do tórax. A motilidade da coxa é dada pela articulação que mantém com a pleura. Um único ponto de articulação confere movimentos muito livres, que podem ser muito reduzidos quando uma segunda articulação com o **trocantino** está presente (Fig. 3.5). Esse segundo tipo é ainda bastante móvel porque a junção do trocantino com o episterno é flexível. No entanto, a limitação do movimento é grande quando a coxa é articulada dorsalmente com a pleura e, ventralmente, com o esterno. Nesse caso, o movimento é possível apenas no plano paralelo ao eixo maior do corpo.

O trocânter é um pequeno segmento provido de articulação dicondílica com a coxa e move-se, portanto, apenas na direção vertical (Figs. 4a,b). Provido de grande número de estruturas sensoriais proprioceptoras, o trocânter é responsável pela monitoração das posições da perna e, portanto, pela coordenação dos movimentos.

O fêmur é, na maioria dos insetos, a parte mais longa e a mais robusta da perna. Seu volume está correlacionado com o tamanho dos músculos tibiais que aloja (Fig. 3.4c), mas sua forma e tamanho são modificados de acordo com a função que a perna assume em algumas ordens. O fêmur fica praticamente aderido ao trocânter e move-se juntamente com ele, mas, em alguns casos, um músculo trocanteral proporciona um pequeno movimento para trás.

A tíbia é um artículo delgado, ligeiramente mais curto que o fêmur, com o qual se articula através de uma junta dicondílica (Fig. 3.4d), que lhe confere uma movimentação no plano vertical. Sua base forma uma dobra característica na direção do fêmur,

uma estrutura que permite uma flexão, de modo que a tíbia pode apoiar-se contra a superfície inferior do fêmur.

O primeiro tarsômero possui músculos intrínsecos, mas seus apódemas são tibiais (Fig. 3.4e).

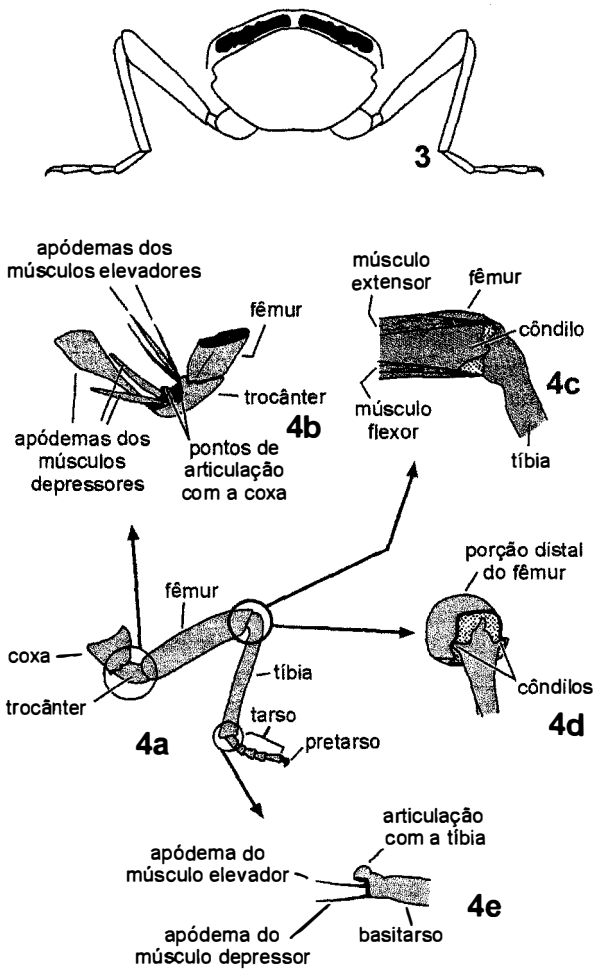
Movimentos. O inseto pode movimentar suas pernas em direções diferentes e com diferentes amplitudes. A diversidade de movimentos foi dividida em 10 categorias, naquela que é conhecida como "classificação de Hughes". As categorias são:

Protração – movimento da perna inteira para frente, com relação à sua articulação com o corpo.

Promoção – movimento apenas da coxa como resultado da protração.

Retração – movimento da perna para trás em relação a sua articulação, entre o momento em que a perna se apoia no chão e o momento em que se levanta.

Remoção – movimento da coxa que corresponde à retração.



Figuras 3.3-4. Tórax e perna. **3**, Corte transversal ao mesotórax de *Forficula* (Dermaptera), mostrando o corpo suspenso graças à posição das pernas; **4**, Perna do adulto e suas articulações; **4a**, pontos de articulação; **4b**, articulação dicondílica do trocânter com a coxa, mostrando os apódemas dos músculos que movimentam o trocânter; **4c-d**, articulação dicondílica entre tíbia e fêmur; **4c**, vl; **4d**, vf; **4e**, articulação monocondílica entre o tarso e a tíbia. Fonte: Chapman (1998).

Adução – movimento de aproximação da coxa em relação ao corpo do inseto.

Abdução – movimento de afastamento da coxa em relação ao corpo do inseto.

Elevação – um dos componentes da protração e consiste apenas na elevação da perna ou de parte dela.

Depressão – abaixamento da perna ou parte dela.

Extensão – aumento do ângulo entre dois artículos da perna.

Flexão – diminuição do ângulo entre dois artículos da perna.

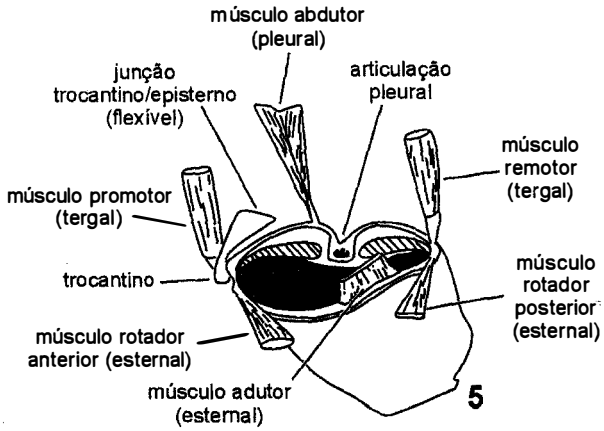
Essa diversidade de movimentos é garantida pela existência de um sistema muscular que compreende músculos que têm origem fora da perna e cuja extremidade se insere em um de seus artículos — **musculatura extrínseca**. Em contraposição, há a **musculatura intrínseca**, inteiramente localizada no interior da perna, mas com elementos que vão de um artículo a outro (Fig. 3.5).

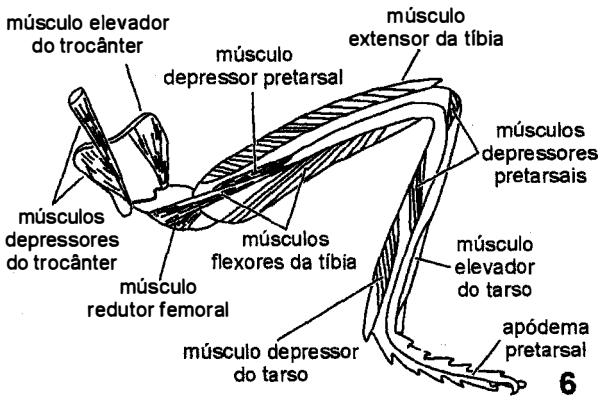
Em estudos comparados da musculatura de insetos, é necessário considerar os músculos como grupos funcionais de fibras e não como feixes de fibras individuais. Isso porque um único músculo de uma espécie pode ser representado por muitos em outra. Mesmo numa única espécie, músculos de um mesmo grupo funcional podem mostrar variações de um segmento torácico para outro. De uma forma geral, pode-se dizer, entretanto, que a coxa é movida por músculos extrínsecos, que estão inseridos no tórax. Cada um dos músculos é responsável ou coresponsável por cada uma das categorias de movimentos de Hughes. Assim, **músculos promotores** e **remotores** originam-se no tergo; **músculos adutores** e **abdutores** são provenientes da pleura e do esterno; e **músculos rotadores** também vêm do esterno (Fig. 3.5).

O papel dos músculos pode variar, dependendo da atividade de outros músculos e também do tipo de articulação. Em *Apis* L. (Hymenoptera), por exemplo, que possui articulações pleurosternais rígidas, os músculos promotores e remotores do tergo estão ausentes.

A região mais móvel da perna é aquela que fica depois da coxa. Os músculos dessa região são exclusivamente intrínsecos e a musculatura é muito mais simples que aquela da coxa, consistindo basicamente de um par de músculos antagônicos por artículo (Fig. 3.6). O fêmur, em geral, é imóvel e ligado ao trocânter, mas a tíbia é movida por músculos flexores e extensores provenientes do fêmur e inseridos em apódemas na base da tíbia (Fig. 3.6). Os músculos elevadores e depressores do tarso provêm da tíbia e ligam-se à terminação proximal do basitarso. Não há músculos no tarso responsáveis pela movimentação dos tarsômeros.

No pretarso dos insetos, é característica a ausência de um músculo elevador. As formas depressoras estão presentes no **músculo flexor** ou **retrator** das garras, que flexiona as garras ventralmente e para cima, levando-as para junto da extremidade dorsal do tarso. Suas fibras originam-se na tíbia e no fêmur e inserem-se num apódema muito longo, o **apódema pretarsal**, proveniente da **placa do unguitrator**, na base do pretarso, e estende-se através do tarso e da tíbia (Fig. 3.6). A elevação do pretarso é resultado da elasticidade de suas partes basais e não da ação de músculos.





Figuras 3.5-6. Musculatura. **5**, musculatura extrínseca da coxa (alguns músculos suprimidos); **6**, musculatura intrínseca da perna, exceto por um dos músculos depressores do trocânter, que é extrínseco. Fonte: Chapman (1998).

1.4. Asas. São expansões do integumento da parede do corpo e, têm, portanto, a mesma constituição: cutícula, epiderme e membrana basal. Esses elementos constituintes aparecem em camada dupla, muito compactada, formando uma membrana, sendo que a cutícula reveste as superfícies ventral e dorsal da membrana. Em locais específicos de cada espécie, as duas camadas de integumento mantêm-se separadas e nesses locais a cutícula é mais espessa e mais dura, formando as **veias**. Assim, a asa é constituída por áreas membranosas, delimitadas por veias.

No interior de cada veia, correm um nervo e uma traqueia, que nos estágios imaturos são banhados pela hemolinfa circulante (Fig. 3.7). A hemolinfa circula graças à continuidade da luz das veias com a hemocele na região da articulação da asa com o pterotórax.

As asas de todas as formas adultas dos insetos têm a mesma estrutura básica. As asas das ninfas de hemimetábolos não se desenvolvem completamente e tornam-se funcionais apenas no adulto. Somente nos Ephemeroptera ocorrem asas completas em dois estágios da vida do mesmo indivíduo. Nesses insetos, a subimago assemelha-se bastante ao adulto, mas as asas são translúcidas e as pernas são muito curtas. A subimago consegue realizar voos baixos e breves. Quando ocorre a muda para o adulto, a cutícula é totalmente descartada, inclusive aquela das asas.

A estrutura da asa nos vários grupos de insetos está relacionada à necessidade de otimizar a produção de forças aerodinâmicas favoráveis durante o voo. A região de articulação com o tórax garante a estrutura basal para os movimentos necessários para o voo, que se originam na área distal da asa. Além disto, a região de articulação constitui-se num dispositivo flexor que permite o dobramento das asas em repouso nos Neoptera.

Flexão e torção das asas durante o voo. Durante o voo, as asas são flexionadas e torcidas, o que amplia a expressão da força aerodinâmica. Para que a produção da força aerodinâmica seja mais bem utilizada, é preciso que as asas se mantenham relativamente rígidas na batida para baixo, mas que tenham alguma flexibilidade quando se erguem. A flexão ocorre em pontos específicos das asas, o que requer quebras ou flexibilidade das veias nesses pontos.

Duas linhas de flexão são de ocorrência geral nos insetos: 1. **linha de flexão mediana**, que aparece próximo à veia **média** e chega ao **setor radial**; 2. a **dobra anal (sulco claval)**, que fica próximo da veia **cubital posterior** (Fig. 3.8a). Além dessas, existe em muitas ordens uma **linha transversal de flexão** (Figs. 3.8a-f), que evita que a asa se dobre dorsalmente e, ao mesmo tempo, permite uma flexão para baixo.

Dobramento da asa em repouso. Nos insetos em que as asas ficam sobre o dorso durante o repouso, as asas na maioria dos casos dobram-se longitudinalmente. O dobramento em geral ocorre ao longo das linhas de flexão. Além desse dobramento, os Neoptera possuem na asa mesotorácica uma dobra jugal, atrás da terceira veia anal. De ocorrência menos geral, a mesma dobra pode aparecer também na asa metatorácica. Essa dobra adicional permite, nos Orthoptera e Blattaria, o dobramento de toda a área anal da asa posterior sob a asa mesotorácica.

O dobramento depende também da ação de um músculo pleural que se insere no terceiro esclerito axilar. Quando esse músculo se contrai, o braço distal do esclerito gira para cima e para dentro, de forma que sua posição final é completamente invertida. Sendo as veias anais articuladas com esse esclerito, quando ele gira, elas são levadas por ele e ficam flexionadas sobre o dorso do inseto. A atividade desse músculo é importante também durante o voo, porque ele facilita a expansão da asa.

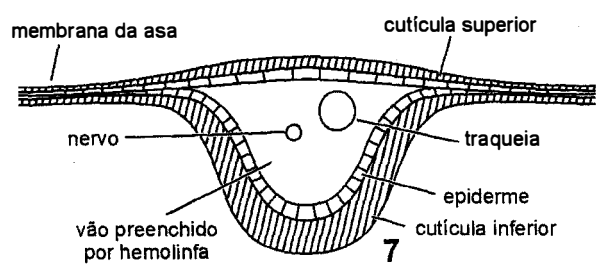


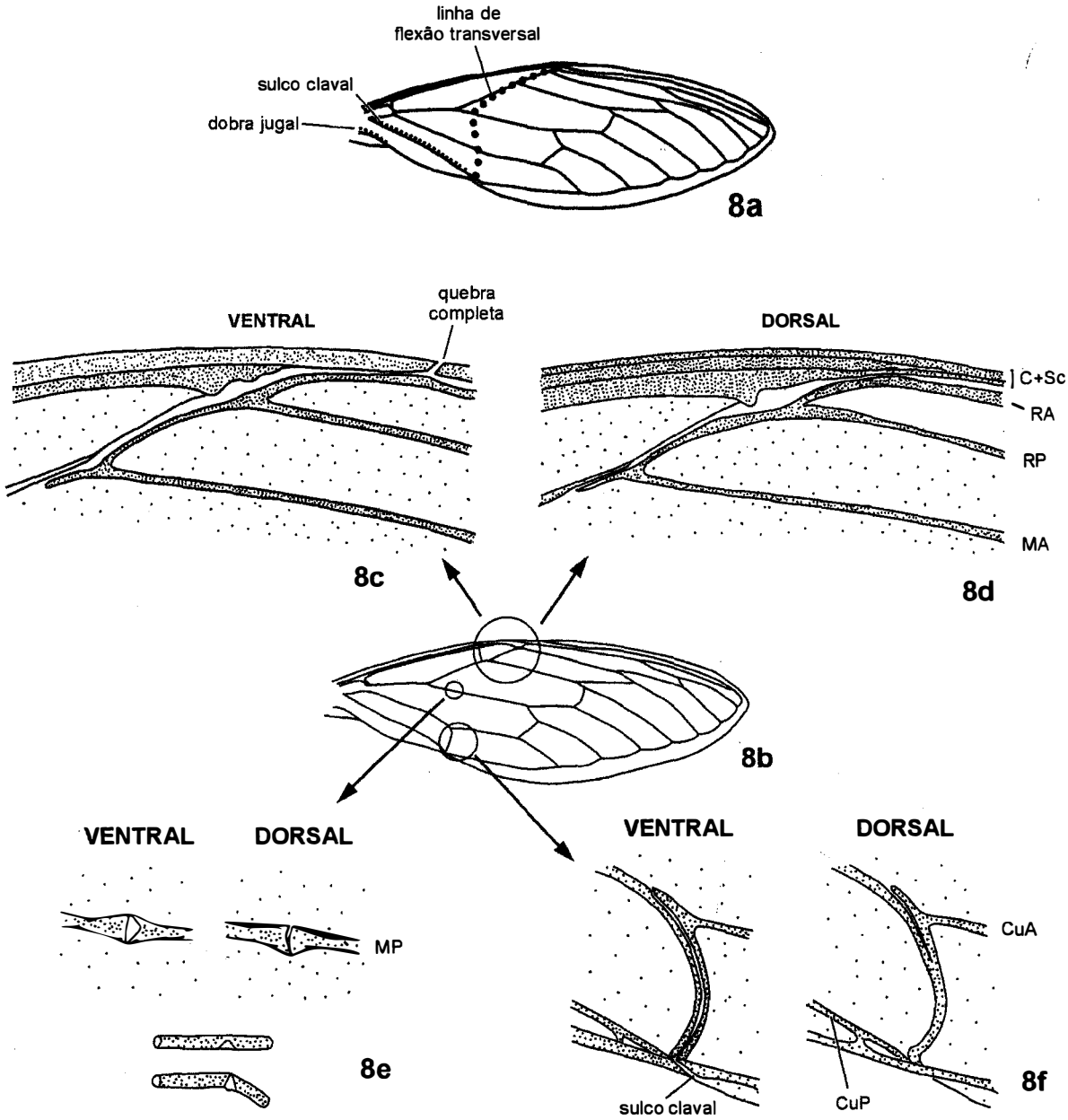
Figura 3.7. Esquema de um corte transversal de uma veia da asa. Fonte: Chapman (1998).

As veias também são elementos essenciais para o dobramento. Sua estrutura e a elasticidade de sua cutícula são diretamente responsáveis pelas dobras físicas formadas. As asas posteriores dos Coleoptera, Dermaptera e de alguns Blattaria dobram-se tanto transversalmente, quanto longitudinalmente, de modo que elas podem ser mantidas sob as asas anteriores. A dobra transversal é possível graças a uma modificação da venação. Nos coleópteros, além da dobra, há uma descontinuidade entre as regiões proximal e distal das veias, que permite o dobramento completo da asa posterior (Fig. 3.9a,b).

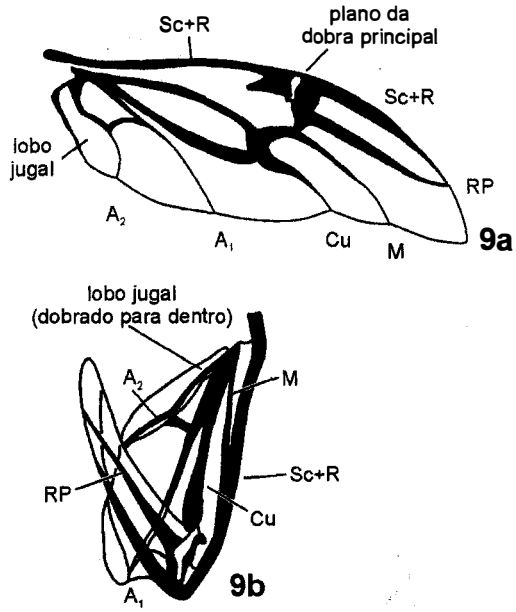
Musculatura do voo. Do ponto de vista funcional, os músculos que controlam o movimento das asas pertencem a três categorias: 1. **músculos diretos**, que são inseridos na base da asa e suas contrações têm efeito direto sobre o movimento alar; 2. **músculos indiretos**, cujas contrações provocam distorções da forma do tórax; e 3. **músculos acessórios**, que modulam o batimento das asas, mudando a forma ou propriedades mecânicas do tórax.

Os únicos músculos considerados 'diretos' são os **axilares**. No entanto, os músculos **basalares** e os **subalares**, inseridos respectivamente nos escleritos basalares e subalares, também ficam conectados aos **escleritos axilares** através de ligamentos.

Os músculos axilares saem da pleura e ligam-se ao primeiro e terceiro escleritos axilares. Apenas os Diptera possuem o músculo ligado ao primeiro esclerito. Entretanto,



Figuras 3.8a-f. Asa anterior de uma cigarra (Hemiptera, Auchenorrhyncha). **8a**, esquemas dos elementos que permitem modificações de tamanho e forma da asa; **8b**, pontos assinalados, indicando a localização dos pontos de flexão; **8c**, quebra completa na superfície ventral de C + Sc; **8d**, quebra na face dorsal, de modo que a asa pode ser flexionada para baixo, mas não para cima; **8e**, quebra em MP, ventral e dorsalmente; **8f**, quebra completa , ventral e dorsalmente, da veia cubital ventral da asa. Fonte: Chapman (1998).



Figuras 3.9a-b. Asa de um besouro. **9**, asa membranosa de um besouro. **9a**, distendida na posição de voo; **9b**, dobrada sob o élitro. Fonte: Chapman (1998).

aquele ligado ao terceiro esclerito é de ocorrência geral em todos os insetos que flexionam as asas.

Os músculos basalares e subalares (Fig. 3.10) consistem de muitas unidades de fibras provenientes de diferentes regiões da pleura, bem como do esterno e da coxa. Esses músculos estão envolvidos com movimentos de torsão e de depressão das asas.

O número relativamente grande de músculos diretos do voo reflete seu papel na mudança de forma da asa durante o batimento. A ação da musculatura está ligada à precisão necessária para a aerodinâmica e direcionamento do voo.

A musculatura indireta é responsável pela geração da força necessária para o voo. É formada por diversos músculos, presentes em todos os insetos voadores, sendo que estes músculos nem sempre são homólogos. São músculos dorso-ventrais, inseridos no tergo do pterotórax, que produzem a elevação das asas pela depressão do tergo (Fig. 3.11a).

O abaixamento das asas é produzido, na maioria dos insetos, pela musculatura indireta dorso-longitudinal, cuja contração restaura a convexidade dorsal do tórax. Os músculos dorso-longitudinais são antagonistas dos músculos tergo-esternais (Fig. 3.11b). Também existe na maioria dos insetos uma ação moduladora, importante para a depressão das asas, desempenhada por musculatura acessória, o **músculo pleural posterior**, que se insere nos escleritos subalares.

É preciso salientar que o abaixamento das asas não tem um mecanismo geral para todos os insetos. O mecanismo é bastante complexo e envolve estruturas diferentes nas diferentes ordens.

1.5. Abdômen. Uma característica do abdômen é reunir órgãos vinculados à reprodução. Assim, na maioria dos insetos, não ocorrem apêndices ligados a qualquer outra função que não seja cópula e oviposição.

No adulto, o segmento abdominal típico possui tergo e esterno bem esclerosados, ligados bilateralmente pela pleura, em geral membranosa (Fig. 3.12a). Exceções são os segmentos genitais, onde os elementos tergais, esternais e pleurais podem fundir-se para formar um anel completo e endurecido.

Na maior parte dos insetos adultos, na região posterior dos segmentos abdominais há superposição do tergo e do esterno (Fig. 3.12b). A superposição é possível pelo dobramento da área de membrana que fica entre os segmentos. Nas larvas de corpo mole, a segmentação abdominal é evidente e não há superposição de escleritos.

Os segmentos abdominais anteriores possuem um par de espiráculos cada um, dispostos bilateralmente na região lateral, em geral na pleura. Quanto aos segmentos genitais, eles podem ser muito modificados para abrigar as estruturas do órgão copulador, no macho, e o ovipositor, na fêmea. Na formação dessas estruturas, podem participar, além dos segmentos abdominais terminais, apêndices abdominais esclerosados e mais ou menos fundidos entre si.

Os insetos aquáticos sofrem uma modificação adicional dos segmentos abdominais terminais. Nesses segmentos, ficam alojados um ou dois espiráculos e outras estruturas adaptadas à respiração no meio hídrico.

Musculatura. A musculatura abdominal do inseto adulto em geral assemelha-se bastante àquela da forma imatura. Um padrão estrutural é repetido, com pequenas variações, em todos segmentos. Nos segmentos genitais, a situação é distinta, por conta das modificações estruturais especializadas para a movimentação do órgão copulador e do ovipositor.

A parede do corpo das larvas dos holometábolos e dos insetos adultos tem movimentos de extensão e encurtamento, além de compressão, com a consequente diminuição do diâmetro. Esses movimentos são possíveis graças a uma

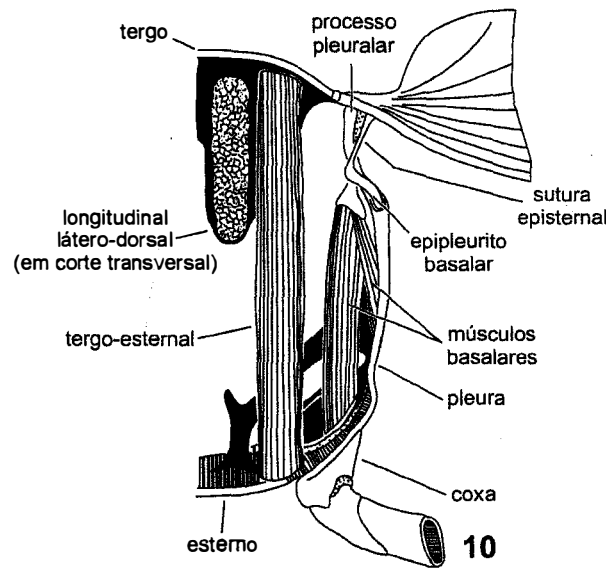


Figura 3.10. Musculatura em um segmento do pterotórax: o músculo tergo-esternal ligado à extensão da asa e músculo basalar, responsável pela deflexão anterior da asa. Fonte: Snodgrass (1935).

musculatura longitudinal intersegmentar que, ao contrair-se, encaixa os segmentos de forma telescópica, provocando um encurtamento do corpo (Fig. 3.12c,d). Compressão, por outro lado, ocorre pela contração de músculos dorso-ventrais laterais (Fig. 3.12b). Movimentos de dilatação do abdômen são, em geral, consequência da elasticidade das membranas e da pressão exercida pela hemolinfa e pelos órgãos internos. No entanto, alguns insetos possuem músculos protratores e dilatadores, antagônicos aos músculos retratores e compressores (Fig. 3.12b).

De uma forma geral, os músculos abdominais podem ser classificados em cinco categorias, como proposto por Snodgrass.

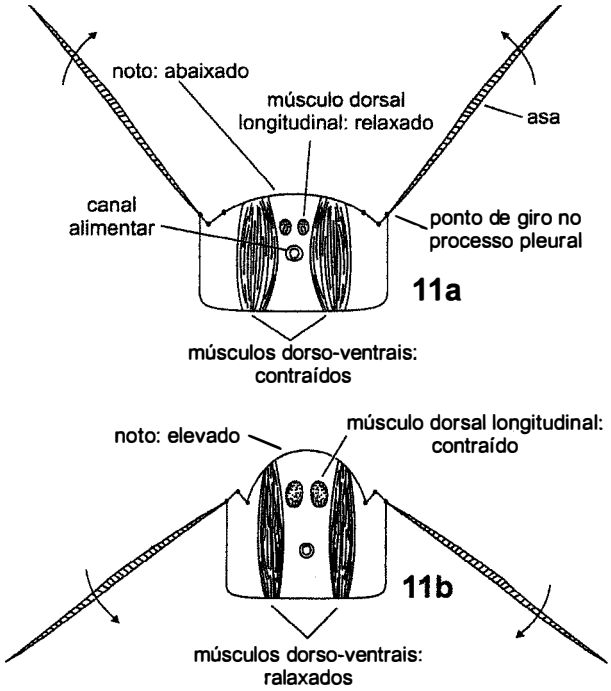
Músculos dorsais – feixes musculares tipicamente longitudinais, ligados à **antecosta** de tergos sucessivos.

Músculos ventrais – semelhantes aos músculos dorsais e ligados à antecosta de esternitos sucessivos.

Músculos laterais – os feixes musculares são dorso-ventrais e podem ser intra ou intersegmentares.

Músculos transversais – são internos com relação aos longitudinais.

Músculos espiraculares – existem, no máximo, dois feixes por espiráculo, sendo um **oclusor** e outro, **dilatador**, responsáveis respectivamente pelo fechamento e pela abertura espiracular.



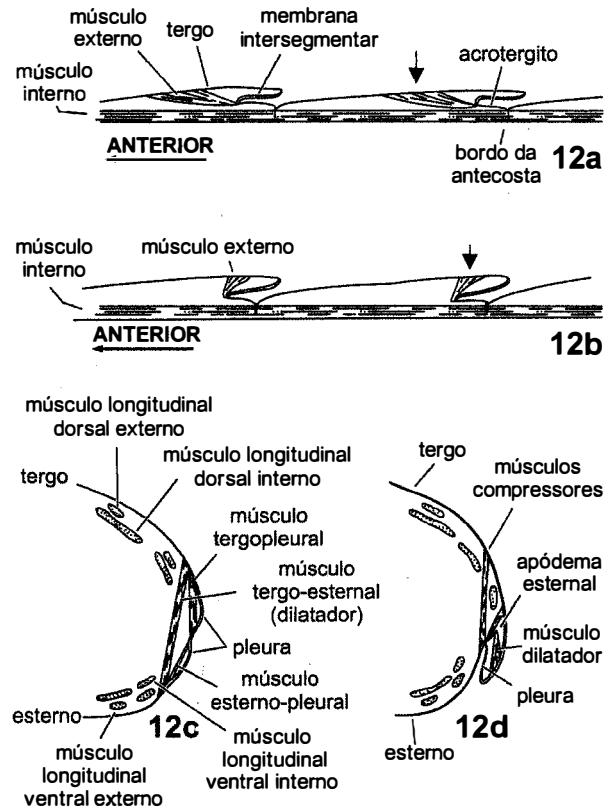
Figuras 3.11a-b. Movimentos alares de uma mosca; cortes frontais transversais do tórax. Tanto a elevação, quanto o abaixamento da asa são produzidos pela musculatura indireta do voo. Os pontos (pontos de giro) representam articulação das placas tergais e das asas e, as setas indicam o sentido do movimento das asas. **11a**, músculos dorso-ventrais contraídos - noto deprimido e asas levantadas; **11b**, músculos dorso-ventrais relaxados, músculos dorsais longitudinais contraídos: noto elevado e asas forçadas para baixo. Fonte: Brusca & Brusca (1990).

2. Integumento

O corpo do inseto é revestido pelo integumento, estrutura constituída por diversas camadas e responsável pela manutenção da forma geral do corpo, sendo o principal agente do mecanismo de locomoção. O integumento é composto pela cutícula e pela epiderme, que se apoia na lâmina basal. Graças a propriedades da cutícula, como elasticidade, dureza, impermeabilidade e outras é que se atribui ao integumento o sucesso dos insetos na conquista do meio terrestre.

2.1. Cutícula. Recobre toda a superfície externa do corpo, além de revestir áreas invaginadas de origem ectodérmica, como o estomodeo, o proctodeo e ramos traqueais. Ao microscópio, em corte tem uma aparência estratificada, em que se pode distinguir duas camadas principais: procutícula, camada espessa (de até 200 μm), constituída primariamente por quitina, e epicutícula, camada fina (espessura máxima de 4 μm), não quitinosa, apoiada diretamente sobre a procutícula.

A procutícula, tal como é depositada durante a muda, é uma camada única. Posteriormente, sua porção mais externa torna-se dura e rígida, constituindo a **exocutícula**, enquanto que a camada interna, **endocutícula,** permanece indiferenciada e flexível.



Figuras 3.12a-d. Musculatura longitudinal do abdômen. **12a**, músculos externos, com componentes ventrais e dorsais, fazendo a ação de retrator; **12b**, idem, músculo externo deslocado posteriormente, fazendo a ação de protrator; **12c-d**, musculatura dorso-ventral do abdômen em corte transversal; **12c**, mostrando o arranjo típico da musculatura tergo-esternal, agindo como compressora; **12d**, a inserção do músculo dilatador é deslocada em direção ao dorso por causa do apódema e os músculos têm agora função dilatadora e compressora. Fonte: Chapman (1998).

A quitina é o componente mais característico da procutícula, sendo que de 20 a 50% de seu peso seco são devidos à quitina. Quimicamente, a quitina consiste em microfibrilas de cadeias dos polissacarídeos N-acetil-glicosamina e glicosamina. As cadeias são mantidas por ligações de hidrogênio e ficam embebidas numa matriz protéica. Esta matriz protéica é composta de muitas proteínas diferentes, sendo que proteínas são o componente principal da cutícula. Algumas destas proteínas encontram-se nas regiões moles da procutícula e outras participam do processo de endurecimento da exocutícula.

Endurecimento da cutícula. Antes do processo de endurecimento, é interessante lembrar uma advertência de R.E. Snodgrass: "É um engano comum supor que escleritos do corpo sejam áreas 'muito quitinizadas' da cutícula. O contrário provavelmente seja mais verdadeiro, desde que a esclerosação é o resultado do depósito de substâncias não quitinosas na exocutícula". Com efeito, o endurecimento da cutícula depende da formação de polímeros especiais e da deposição de outras substâncias na quitina. O processo, conhecido como esclerosação ou "esclerotização", é iniciado antes da muda e completa-se apenas quando a nova cutícula encontra-se completamente estabelecida.

O endurecimento ocorre em regiões específicas do integumento e característica para cada espécie. A esclerosação é devida a ligações entre moléculas de proteínas iguais ou diferentes, que formam longas cadeias entre as microfibrilas de quitina. Além das proteínas, aminoácidos aromáticos, como tirosina e fenil-alanina, e quinonas participam do processo.

É bastante frequente que a esclerosação cause também escurecimento da cutícula. Em grande parte dos casos, as quinonas também são responsáveis pelo escurecimento. Em casos extremos, em que ocorrem quinonas em excesso, elas podem ser polimerizadas e formar melanina.

Em regiões específicas do corpo, a cutícula permanece membranosa, permitindo dobras e flexibilizações entre e intra segmentos. A existência dessas regiões demonstra que as células epidérmicas regulam o processo de esclerosação através da produção de proteínas estruturais e enzimas da cutícula.

Epicutícula. É a parte mais externa do revestimento da cutícula (Fig. 3.13a). Não é quitinosa e mostra muitas camadas (Fig. 3.13b). Sua camada mais interna é constituída principalmente por lipoproteínas e substâncias fenólicas. Essa camada é responsável pela recomposição de partes da epicutícula quando danificada. O processo torna-se possível graças à existência de feniloxidase na cutícula madura.

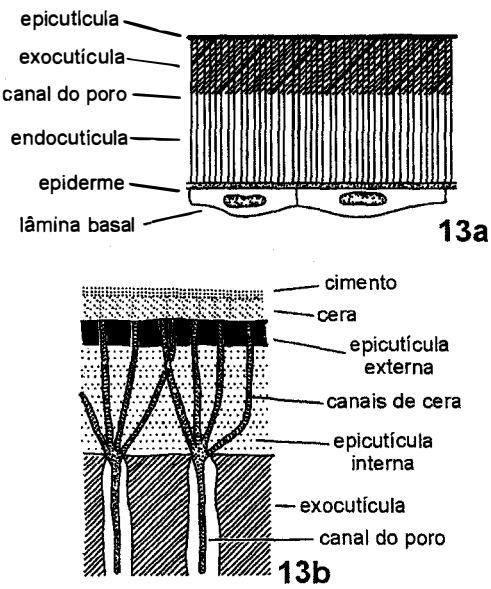
A epicutícula externa é uma camada muito fina e trilaminar. Apesar de mais externa, é a primeira camada cuticular a ser depositada. Atua como proteção da nova cutícula, que está sendo produzida embaixo dela, da ação das enzimas que acima dela digerem a cutícula velha, que é descartada na muda. O material de que é formada a epicutícula — lipídeos, proteínas e polifenóis — é frequentemente chamado **cuticulina**.

Sobre a epicutícula, ficam depositadas duas camadas: uma de **cera** e sobre ela, o **cimento**. É a cera que torna a cutícula impermeável à água. Em alguns insetos, a cera atua como sinalizador químico intraespecífico e possivelmente também interespecífico em certos grupos. O cimento é produzido por células glandulares da epiderme e fica depositado sobre a cera, numa camada muito fina. Nem todos os insetos possuem essa camada. Sua natureza química não está bem esclarecida e sua função talvez seja proteger a camada de cera.

Canais do poro. Canais com 1μm ou menos de diâmetro dispõem-se na cutícula perpendicularmente à epiderme. São muito numerosos e, saindo das células epidérmicas, chegam até a camada inferior da epicutícula. Os canais contêm filamentos tubulares provenientes da membrana plasmática das células epidérmicas. No interior do canal, os filamentos permanecem muito compactados e separam-se apenas quando atingem a epicutícula (Fig. 3.13b).

2.2. Epiderme. A epiderme como um todo tem a forma de um epitélio simples. Nas fases de crescimento das larvas antes da muda, as células epidérmicas podem tornar-se cúbicas ou mesmo colunares, mas nos insetos adultos, elas são bastante achatadas. Nos adultos, a epiderme é muito delgada e em algumas áreas ela parece desestruturada. Em outras regiões, cada célula é marcada apenas pelo núcleo rodeado por um filme de citoplasma.

No epitélio epidérmico, todas as células podem ser consideradas glandulares, uma vez que todas são responsáveis pela secreção de elementos constituintes da cutícula e das enzimas que irão digeri-la na muda. Algumas células epidérmicas adquirem função glandular bastante especializada. As glândulas unicelulares dérmicas são classificadas em três categorias: 1. a secreção das glândulas da Classe 1 é enviada diretamente para



Figuras 3.13a-b. Estrutura básica do integumento. **13a**, corte longitudinal ao integumento na intermuda, todas as camadas estão presentes; **13b**, detalhe, em maior ampliação, da epicutícula. Fonte: Chapman (1998).

a cutícula e atinge o meio externo através dos canais cuticulares e filamentos epicuticulares — elas são responsáveis pela síntese de feromônios; 2. ao contrário das anteriores, as glândulas dessa classe não mantêm contato com a cutícula e não possuem dutos — glândulas da Classe 2 foram identificadas apenas no esterno de cupins; 3. glândulas dessa classe ficam localizadas abaixo da epiderme, mas se conectam com o exterior através de um duto produzido por uma célula epidérmica especializada. As glândulas da Classe 3 sintetizam e secretam o cimento epicuticular, além de feromônios e substâncias de defesa.

Lâmina basal ou membrana basal. A lâmina basal forma uma bainha contínua sob toda a epiderme. Nos pontos onde se inserem os músculos, a lâmina torna-se contínua com o envoltório das fibras musculares, ou sarcolema. É produzida por células da hemolinfa, mais particularmente, pelos **plasmatócitos** e pelas próprias células epidérmicas.

2.3. Enócitos. Na epiderme de Ephemeroptera, Odonata, Heteroptera e de alguns Diptera, encontram-se células grandes, com 100 μm ou mais de diâmetro. Essas células são os **enócitos**, originados pelas células epidérmicas. Estão presentes em insetos de todas as ordens, mas não necessariamente na epiderme ou junto dela. Nos Lepidoptera e Orthoptera, associam-se e formam agrupamentos na cavidade do corpo, enquanto que nos Coccoidea (Hemiptera), Hymenoptera e em certos Diptera, os enócitos ficam dispersos no corpo gorduroso.

Eles são responsáveis pela síntese de compostos que conferem a impermeabilização da cutícula, como hidrocarbonetos e lipídeos, que são depositados principalmente na epicutícula pelos canais dos poros. Em algumas espécies, os hidrocarbonetos liberados pelos enócitos agem como feromônios.

3. Exoesqueleto

A existência de um exoesqueleto foi fator essencial para a sobrevivência dos insetos no ambiente terrestre. O exoesqueleto proporciona proteção mecânica, é garantia contra a perda de água do organismo, sendo, ao mesmo tempo, hidrófobo na superfície externa, mas, acima de tudo, é ele que sustenta todo o sistema muscular.

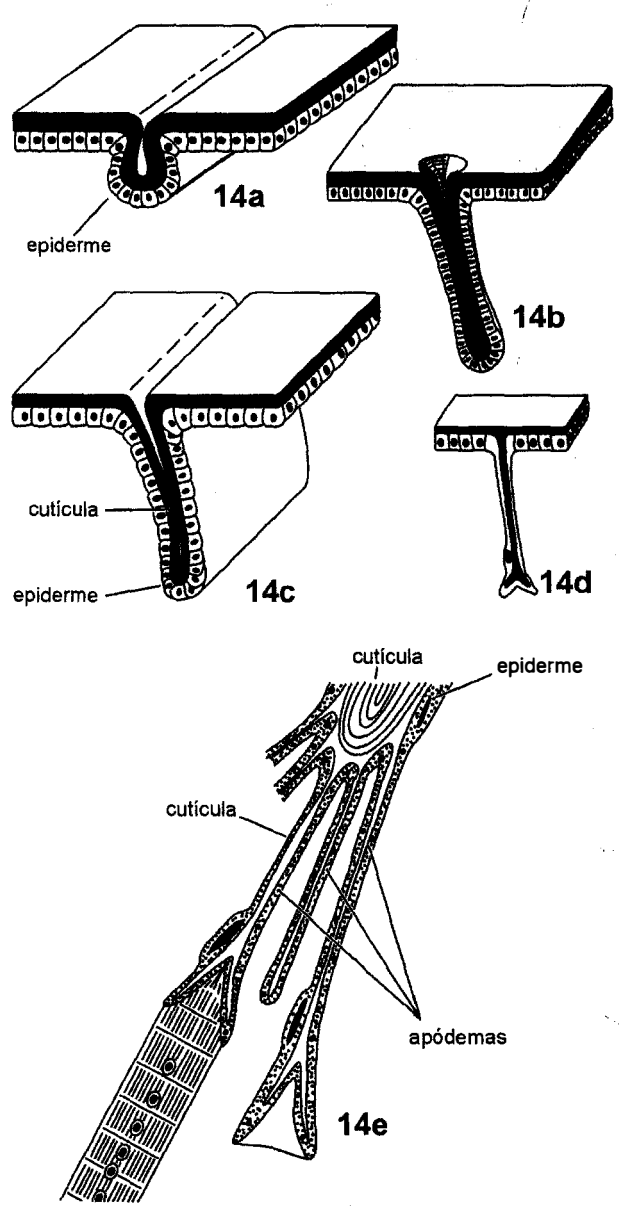
O exoesqueleto é produto da atividade das células epidérmicas do integumento. Essas células produzem o revestimento cuticular do corpo e as substâncias responsáveis por seu endurecimento. O endurecimento não é uniforme, mas ocorre em áreas delimitadas da cutícula, formando placas esclerosadas bem definidas, os **escleritos**. A presença dos escleritos, aos quais se ligam os músculos, é o que possibilita a locomoção dos insetos. O desenvolvimento de uma relação complexa entre escleritos e músculos foi a principal linha de evolução dos artrópodes.

As linhas que limitam os escleritos são chamadas, um tanto indiscriminadamente, **suturas**. No entanto, entre o conjunto de "suturas", pode-se identificar quatro tipos funcional e estruturalmente diferentes:

- marcas externas de reentrâncias da cutícula que formam placas internas de reforço nos pontos de inserção de músculos.
- linhas onde a esclerosação da cutícula se tornou secundariamente descontínua para aumentar a flexibilidade.
- linhas em que nunca ocorreu esclerosação.
- suturas verdadeiras entre escleritos originalmente diferentes.

Aparentemente a grande maioria das suturas pertence ao primeiro tipo. Na verdade, "escleritos" assim definidos são apenas o resultado incidental de invaginações cuticulares; os caracteres funcionais verdadeiros são estruturas do endoesqueleto formadas por inflexões da parede do corpo.

3.1. Apódemas. Qualquer processo cuticular interno constitui-se num apódema. É revestido pela epiderme e pode ou não



Figuras 3.14a-e. Apódemas. **14a-c**, apódemas multicelulares; **14d**, apódema unicelular; **14e**, apódemas, formando a inserção de músculos. Fonte: Snodgrass (1935).

corresponder a uma inflexão da cutícula, sendo que, em algumas situações, na superfície do corpo não há marcas da existência do apódema subjacente (Figs. 3.14b,d). Adquirem a forma de cristas, placas ou braços (Figs. 3.14a-c) e têm finalidade mecânica bastante evidente. A maior parte deles é de reforços do exoesqueleto, formando um arco entre dois pontos de tração ou aumentando a rigidez de área particularmente sujeita a tensão. Apódemas em forma de braço usualmente são pontos de ligação de músculos (Fig. 3.14e). Fibras de ligação provenientes da fibra muscular e expansões das células epidérmicas do apódema fazem parte do sistema que conecta o músculo ao exoesqueleto. A estabilidade da junção é dada por pontos de adesão representados por desmossomos e hemidesmossomos nas células epidérmicas e nas musculares.

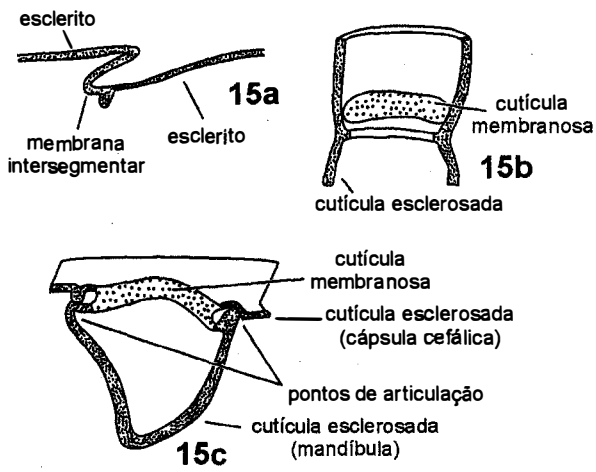
3.2. Articulações. Uma linha qualquer de movimentação na parede do corpo implica a existência de um trecho de cutícula não esclerosada entre dois escleritos vizinhos (Fig. 3.15). A área móvel é chamada **membrana articular**. A amplitude possível do movimento dependerá da extensão da membrana articular. Se ela for ampla e separar os escleritos suficientemente, o movimento é quase irrestrito (Fig. 3.15a). Essa é a situação que se encontra no abdômen. No entanto, no caso das pernas, por exemplo, o movimento é limitado pelo desenvolvimento de um ou dois pares de elevações contíguas nos terminais adjacentes de artículos vizinhos (Fig. 3.15c). Essas elevações permitem junções limitadas e constituem-se em **articulações**, que podem ser **mono** ou **dicondílicas**, conforme a existência de um ou dois pares de pontos de articulação. A articulação monocondílica pode proporcionar um movimento rotatório parcial e a dicondílica permite apenas um dobramento unidirecional entre os dois artículos.

3.3. Expansões externas. A superfície externa da cutícula tem esculturas e é recoberta em muitos pontos por expansões na forma de espinhos, cerdas, escamas e espículas. Essas são classificadas em **celulares** e **não-celulares**, de acordo com seu processo de formação, se com a participação ou não das células epidérmicas.

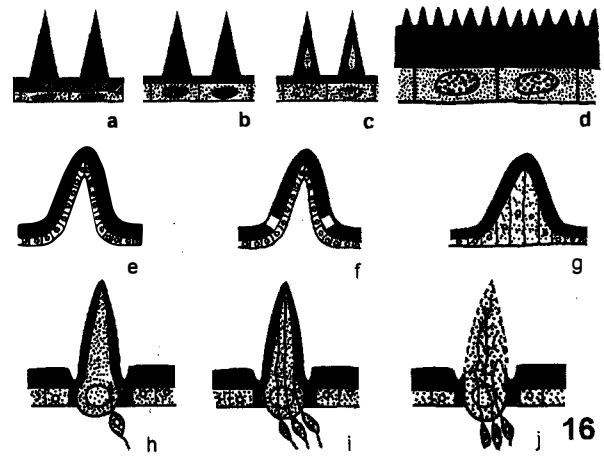
As projeções não-celulares da superfície do corpo têm estrutura exclusivamente cuticular (Figs. 3.16a-d). Essas têm diversas formas: pontuações ou nódulos, espículas, espinhos, cerdas, rugosidades e cristas, sendo que estas últimas podem formar áreas poligonais. Estas estruturas são diminutas e podem ou não ter relação com as células epidérmicas subjacentes.

As projeções celulares são evaginações ocas de determinadas áreas da parede do corpo, que se dobram completamente, ou seja, elas têm no seu interior a epiderme (Figs. 3.16e-g). Essas projeções são maiores que as não-celulares e têm a forma de espinhos. A maior parte delas é rígida e fixada solidamente na cutícula (Figs. 3.16e,g); existem algumas, porém, que ficam apoiadas em um anel membranoso e são móveis (Fig. 3.16f). O tipo imóvel é denominado **espinho** e o móvel, **esporão**. Espinhos ocorrem frequentemente na tíbia, como acontece nos Orthoptera. Já as garras do pretarso de alguns insetos são exemplos de esporões.

Um tipo especial de projeção celular são as projeções unicelulares, que consistem no crescimento e projeção de extensão de uma única célula epidérmica (Figs. 3.16h-j). A projeção tem a forma de um pelo, denominado cerda, que é a principal projeção de muitos insetos. A cerda consiste na expansão do citoplasma, que fica recoberto por cutícula. Na muda, as cerdas são descartadas e uma nova projeção cresce a partir de uma célula geradora. A base da cerda é rodeada por um **anel membranoso**. A célula epidérmica que forma a cerda distingue-se das demais e é chamada **célula tricógena**. Por outro lado, a célula geradora tem a função de produzir nova célula tricógena, bem como a de moldar o **alvéolo**, local onde se insere a cerda. Esta célula geradora recebe a denominação, **célula tormógena**.



Figuras 3.15a-c. Áreas de flexibilização da cutícula. **15a**, membrana intersegmentar, sem articulação entre escleritos; **15b**, uma articulação intrínseca, onde os pontos de articulação ficam compreendidos pela membrana; **15c**, articulações extrínsecas, onde as áreas esclerosadas ficam fora da membrana, mas não perdem a possibilidade de movimento. Fonte: Chapman (1998).



Figuras 3.16a-j. Projeções da superfície do corpo; **16a-d**, projeções não-celulares; **16e-j**, projeções celulares; **16a**, espinho revestido por cutícula, mas preenchido por outras substâncias; **16b**, espinho de cutícula maciça; **16c**, espinho do canal alimentar, preenchido por secreção; **16d**, rugosidades de cutícula maciça; **16e**, espinho multicelular simples; **16f**, espinho simples com anel membranoso (esporão); **16g**, espinho preenchido por células epidérmicas; **16h**, cerda unicelular, gerada por uma célula tormógena; **16i**, cerda produzida por três células tormógenas: **16j**, cerda com poros. Fonte: Richards & Richards (1979).

4. Sistema Nervoso

O sistema nervoso é responsável pelo processamento de informações e pela condução de impulsos e, assim, promove a integração funcional de órgãos e sistemas do organismo. Da mesma forma, estímulos ambientais mecânicos, luminosos, químicos e eletromagnéticos são transformados pelo sistema nervoso, que coordena e desencadeia a resposta do inseto ao estímulo. Seu elemento básico é o **neurônio** (Fig. 3.17a-c), célula muito modificada que consiste em um corpo celular, **soma**, onde se localiza o núcleo e do qual partem uma ou mais projeções citoplasmáticas. Uma dessas projeções é o **dendrito**, especializada na recepção da informação, que é passada ao soma. Outra projeção, geralmente bastante mais longa que o dendrito, o **axônio** transmite a informação para outras células, que podem ser outros neurônios ou, então, um órgão efetor, como um músculo, por exemplo.

Frequentemente a morfologia do neurônio indica sua função. **Neurônios unipolares** (ou **monopolares**) (Fig. 3.17a) são células nervosas motoras. **Neurônios bipolares** (Fig. 3.17b) são células sensoriais periféricas, recebendo estímulos através de um dendrito curto e não ramificado, transmitidos a um gânglio pelo axônio. **Neurônios multipolares** (Fig. 3.17c) ocorrem nos gânglios do sistema nervoso central, mas também existem células sensoriais (receptores de estímulos mecânicos) multipolares, situadas perifericamente no corpo do inseto.

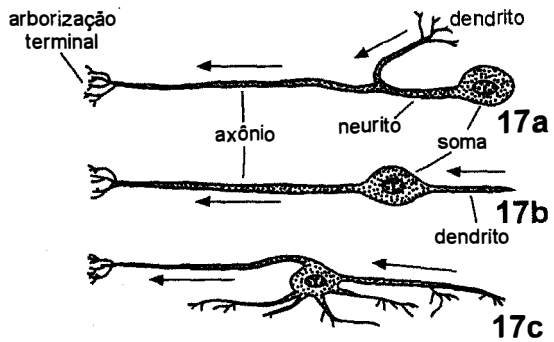
As **células da glia** são outros componentes do sistema nervoso. Elas revestem os neurônios completamente, com exceção dos ramos mais finos. As células gliais são muito mais numerosas que os neurônios no sistema nervoso central. O envoltório glial consiste em uma ou mais dobras ou, às vezes, de várias células dobradas sobre si mesmas. O impulso nervoso não é transmitido nos locais onde se encontra a glia.

As funções da glia ainda não foram totalmente esclarecidas. Sabe-se que a célula da glia é responsável pela introdução de nutrientes na célula nervosa. Tem função importante no desenvolvimento e reorganização do sistema nervoso durante a metamorfose e, possivelmente, promove reparos na célula nervosa.

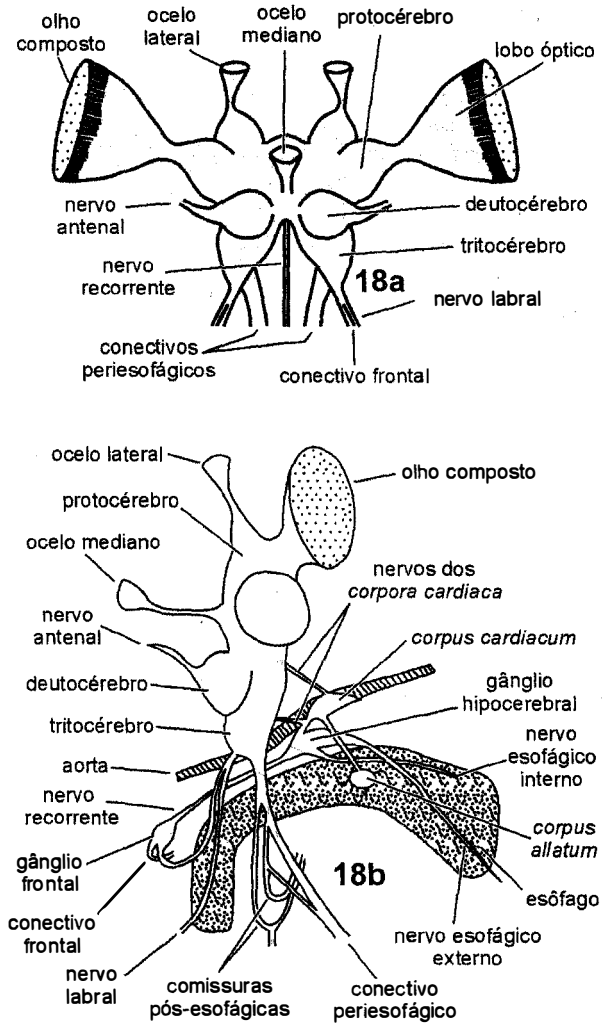
4.1. Gânglios. Os gânglios são formados por uma agregação de neurônios motores, cujos corpos celulares se distribuem perifericamente. O centro dos gânglios é ocupado por uma massa de fibras, conhecida como **neurópila**. Ela é constituída por ramificações terminais de neurônios sensoriais, por arborizações dendríticas de neurônios motores e por arborizações dendríticas e ramificações axonais de interneurônios, que são células nervosas responsáveis pela conexão de neurônios sensoriais com neurônios motores.

Pressupõe-se que a condição primitiva do sistema nervoso tenha sido uma disposição de um par de gânglios por segmento, tal como se encontra nos Annelida. Nesse grupo, uma série de centros nervosos forma uma massa ganglionar única, o **cérebro**, situado acima do canal alimentar, que se liga a dois cordões nervosos ganglionares na região ventral do corpo. No cordão, os gânglios estão unidos longitudinalmente através de **conectivos** interganglionares e, transversalmente, por **comissuras**.

No embrião de insetos de diversas ordens, observa-se a manutenção desse padrão básico. O cérebro é resultante da fusão de diversos gânglios, guardando mesmo no adulto, sinais de sua origem (Fig. 3.18a). Além disso, durante o desenvolvimento pós-embrionário, alguns gânglios segmentares fundem-se com



Figuras 3.17a-c. Tipos básicos de neurônio. **17a**, monopolar; **17b**, bipolar; **17c**, multipolar. As setas indicam o sentido da condução do estímulo. Fonte: Chapman (1998).



Figuras 3.18a-b. Representações diagramáticas do cérebro de um gafanhoto (Orthoptera); **18a**, vista dorsal anterior; **18b**, vista lateral, mostrando parte do sistema nervoso do estomodeo. Fonte: Chapman (1998).

o cérebro primitivo através do encurtamento dos conectivos. Dessa forma, o cérebro da larva adquire uma posição pré-oral e fica acima do esôfago (Fig. 3.18b).

O primeiro gânglio da cadeia ventral é o **gânglio subesofágico**, formado pela fusão dos gânglios dos segmentos mandibular, maxilar e labial. Em consequência do encurtamento das comissuras, as massas ganglionares fundem-se lateralmente, formando um único gânglio. Essa fusão lateral ocorre em todos os gânglios da cadeia ventral (Fig. 3.19a-d).

No tórax, há três gânglios, que estão fundidos em alguns grupos de insetos, como nos dípteros, para formar um gânglio único (Fig. 3.19c). O arranjo dos nervos torácicos varia bastante, mas, em geral, o último nervo de um segmento forma um nervo em comum com o primeiro do segmento seguinte (Fig. 3.19d).

O maior número de gânglios abdominais — oito — é encontrado em todos os Archaeognatha e Zygentoma, nos machos de alguns Siphonaptera e nas larvas de muitas ordens (Fig. 3.19a). O último gânglio abdominal é sempre composto, derivado dos gânglios dos quatro últimos segmentos abdominais (Fig. 3.19a, b).

4.2. Cérebro. O cérebro é o principal centro de integração nervosa, recebendo informações dos órgãos sensoriais da cabeça e dos gânglios do cordão ventral. Três regiões podem ser reconhecidas: **protocérebro, deutocérebro** e **tritocérebro** (Figs. 3.18a, 20).

O protocérebro é a região mais anterior e constitui a maior parte da massa cerebral. É bilobado e continua-se lateralmente nos dois **lobos ópticos** (Fig. 3.20). Entre os dois lobos, na região dorsal, localiza-se o ***pars intercerebralis***, que se apoia sobre a **ponte cerebral**. O conjunto é limitado lateralmente pelos ***corpora pedunculata*** (Fig. 3.20), composto pelas células de Kenyon, cálice, pedúnculo, lobo α e lobo β.

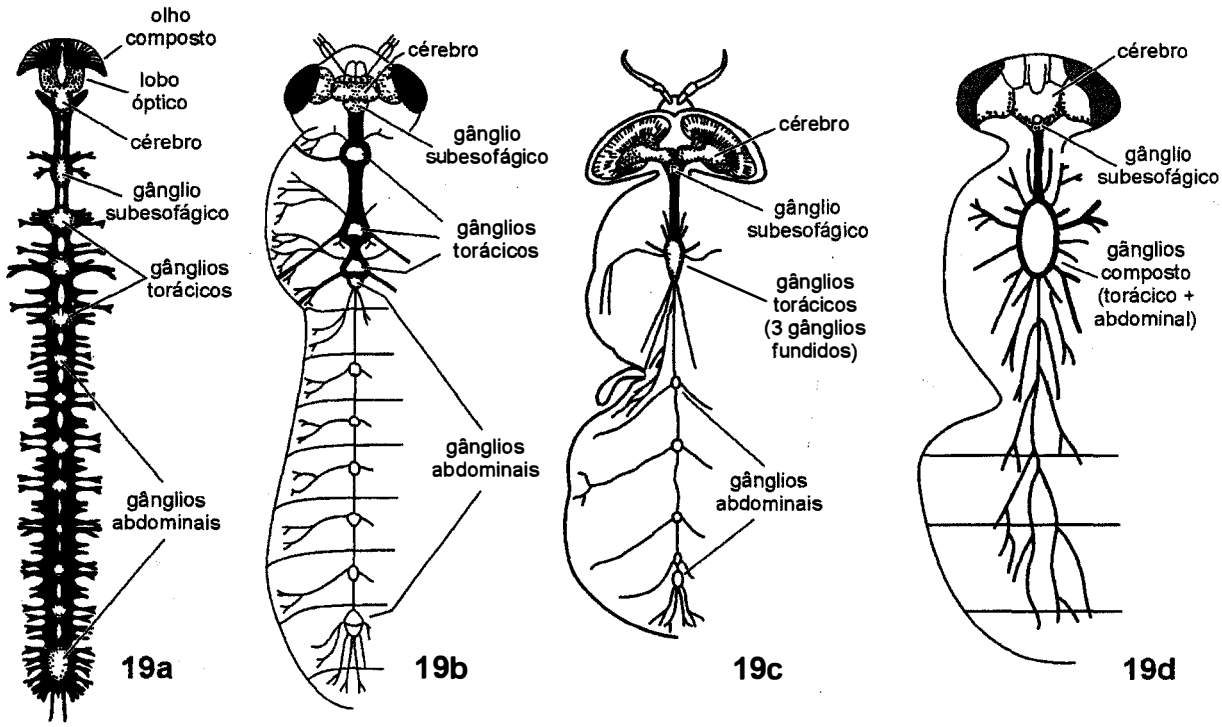
Os lobos ópticos têm três massas neuropilares: **lâmina, medula** e **lóbula** (Fig. 3.20). Entre as neurópilas sucessivas, formam-se, em cada lobo óptico, dois quiasmas ópticos, o **externo** e o **interno** (Fig. 3.20).

O deutocérebro contém os lobos antenais (Fig. 3.20), que recebem estímulos olfativos. Também aloja os centros motores das antenas. Os lobos antenais são regiões neuropilares, uma para cada antena, e ambos os lobos ficam rodeados por células gliais.

O tritocérebro é a menor parte do cérebro. Dele saem os **conectivos periesofágicos** (Fig. 3.20), que contornam o esôfago e ligam-se às regiões laterais do gânglio subesofágico. Seus lobos são conectados por uma comissura, que passa por baixo do esôfago, ficando acima do gânglio subesofágico.

4.3. Sistema nervoso periférico. O sistema nervoso periférico é constituído por nervos provenientes dos gânglios da cadeia ventral. Os nervos consistem de axônios que não se ramificam e permanecem independentes. Esses axônios dividem-se em dois grupos, de acordo com sua função: **aferentes**, ou **sensoriais**, que trazem informação dos neurônios periféricos sensoriais para o gânglio, e **eferentes**, aqueles que distribuem informações provenientes do sistema nervoso central.

4.4. Sistema nervoso do estomodeo. O sistema nervoso do estomodeo recebe este nome por seus elementos terem origem nas paredes da região anterior do canal alimentar do embrião. Às vezes, é chamado **sistema nervoso estomatogástrico**, denominação que não descreve adequadamente sua



Figuras 3.19a-d. Diferentes graus de fusão de gânglios do cordão nervoso ventral em quatro táxons. **19a**, *Machilis* (Zygentoma); **19b-d**, Diptera; **19b**, *Chironomus*; **19c**, *Stratiomya*; **19d**, *Musca*. Fonte: Imms (1964).

distribuição, nem sua função. Possui nervos motores e sensoriais, contidos em pequenos gânglios. Ele inerva as peças bucais, dutos das glândulas salivares, aorta, *corpora allata* e, em alguns insetos, suas fibras podem percorrer toda a região média do canal alimentar.

O **gânglio frontal** (Fig. 3.18b) fica localizado à frente do cérebro, encostado na parede dorsal da faringe; é um dos principais gânglios desse sistema. Desse gânglio, sai o **nervo recurrente** (Fig. 3.18a,b), que, apoiado na faringe, se dirige para trás, ao **gânglio occipital**. O gânglio occipital fica embaixo do tritocérebro e seus ramos inervam a região anterior do vaso dorsal.

5. Percepção e órgãos dos sentidos.

De uma forma geral, a percepção nos insetos pode ser medida por reações mecânicas e glandulares do indivíduo a estímulos ambientais ou, menos obviamente, a estímulos gerados no interior de seu próprio corpo. O mecanismo básico e comum a praticamente todos os processos é um **arco reflexo** (Fig. 3.21). Deve-se considerar, porém, que mesmo a expressão comportamental mais simples implica a coordenação de muitos processos cuja atividade funcional depende da qualidade do estímulo e do estado fisiológico do receptor e do sistema nervoso.

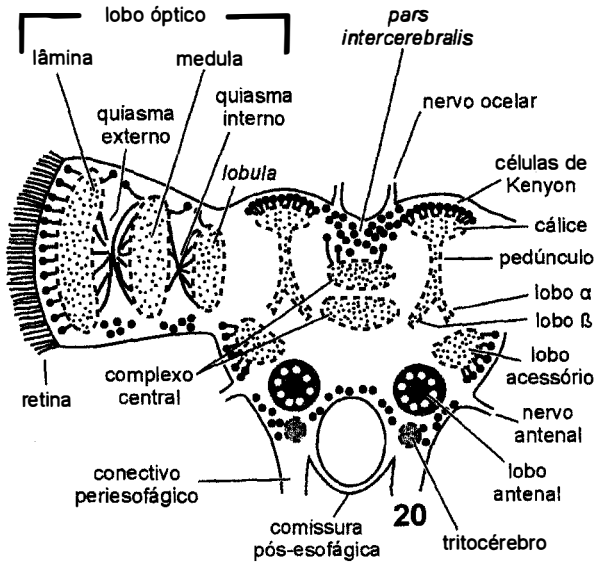
Órgãos sensoriais estão associados especialmente com o integumento. No entanto, existem estruturas internas, sem ligação com a cutícula ou mesmo com a epiderme. É o caso, por exemplo, dos fotorreceptores não-oculares, dos receptores musculares que detectam o grau de extensão ou de contração de fibras musculares; de sensores ligados à percepção do campo magnético e localizados nos enócitos, além de vários outros.

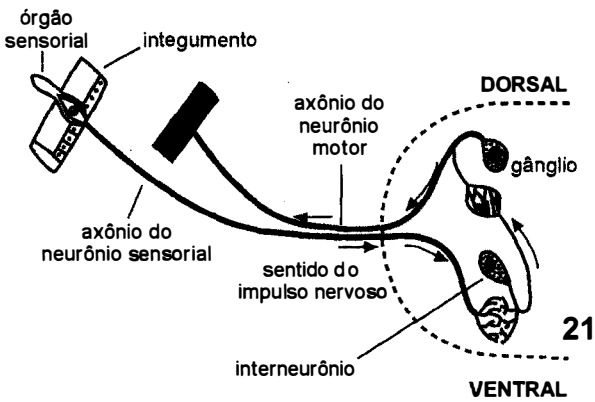
Existem duas classes de receptores: (a) **exteroceptores**, que percebem estímulos do ambiente externo, e (b) **interoceptores**, que são excitados por sinais provenientes do próprio corpo. Fazem parte destes últimos, os **proprioceptores**, que detectam mudanças de posição do corpo, ou de suas partes. Funcionalmente, os receptores são identificados de acordo com o sentido em cuja percepção atuam: **mecanorreceptores**, **quimiorreceptores** e **fotorreceptores**.

5.1. Mecanorrecepção. A mecanorrecepção pode ser definida como a percepção de qualquer distorção mecânica do corpo. A audição está incluída nesta categoria por implicar a deformação de membranas pela pressão do ar. Igualmente, distorções do corpo pelo movimento ou por ação da gravidade são percebidas por mecanorreceptores, que, nesse caso, são proprioceptores.

A unidade estrutural e funcional dos mecano e dos quimiorreceptores é o **sensor** (Fig. 3.22). Cada sensor inclui uma estrutura cuticular, um ou mais neurônios ligados a ela e as células subjacentes, inclusive as cavidades delimitadas por elas. Estruturalmente, os mecanorreceptores pertencem a duas classes de sensores, **tricoide** e **campaniforme**.

A maior parte das cerdas do corpo do inseto são mecanorreceptores. Quanto à estrutura, mecano e





Figuras 3.20-21. Gânglios e arco reflexo. **20**, diagrama de um corte frontal ao cérebro e lobo óptico, onde são mostradas as principais regiões da neurópila (áreas hachuradas ou sombreadas) e a disposição de alguns corpos celulares de neurônios (pontos pretos). Fonte: Chapman (1998); **21**, diagrama dos componentes de um arco reflexo. Fonte: Imms (1964).

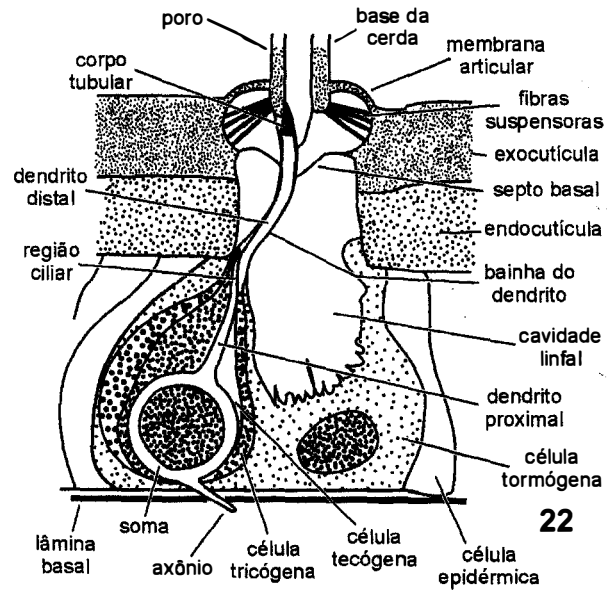


Figura 3.22. Diagrama de um sensor mecanosensorial. Fonte: Chapman (1998).

quimiorreceptores tricoides assemelham-se bastante, sendo a existência de um **poro terminal**, além do **poro basal** ou **poro da muda** nos quimiorreceptores, a diferença principal entre eles. Todos os sensores tricoides têm a extremidade afilada em relação a sua base. As cerdas dos cercos de grilos e baratas são exceções e mostram o mesmo diâmetro em toda sua extensão. Essas cerdas são sensores tricoides e constituem-se de mecanorreceptores especiais chamados, nesses insetos, **tricobótrias**.

A estrutura de um sensor tricoide inclui uma base que permite a sua movimentação. É precisamente o deslocamento que estimula a terminação nervosa alojada em seu interior. A existência de hemolinfa preenchendo a cavidade situada na base da cerda (Fig. 3.22) possibilita a ampliação das vibrações provocadas por seu movimento.

Sensores campaniformes (Fig. 3.23) têm a forma de domo e são áreas de cutícula fina. O domo é constituído por três camadas de cutícula: uma camada externa e fina, que se apoia sobre uma camada esponjosa, e uma camada interna, fibrosa. O domo é rodeado por uma membrana flexível, que representa a articulação do sensor com o restante do integumento. A terminação nervosa, um dendrito, fica no centro da estrutura (Fig. 3.23). Sensores desse tipo são encontrados em locais sujeitos a tração, principalmente próximos às juntas das pernas, nas peças bucais, nos artículos basais das antenas, nas veias próximas à base da asa, nos halteres dos Diptera e no ovipositor.

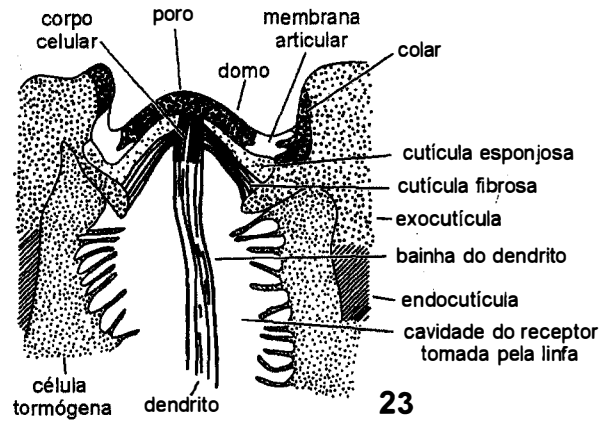
Órgãos cordotonais ou escolóforos. Os órgãos cordotonais são compostos de unidades chamadas **escolopídeos** (Fig. 3.24). São subcuticulares e na superfície do corpo não existem sinais de sua localização. Eles são, no entanto, ligados à cutícula, por uma ou duas extremidades. Cada escolopídeo compreende três tipos de células: neurônio, célula envoltória do neurônio (ou **célula escolopal**), e célula de conexão com a epiderme. A célula escolopal contém o **escolopalo**, um anel ou uma série de bastões de material fibroso.

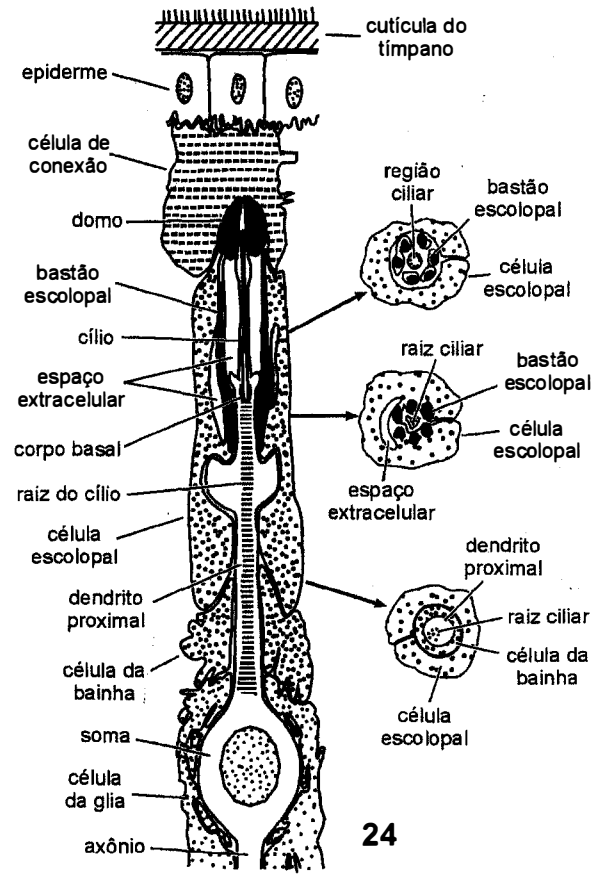
Os órgãos cordotonais também são sensores de movimentos, que são detectados pelo neurônio através do deslocamento do ápice do domo do escolopalo. O domo do escolopalo e o neurônio voltam à posição original pela ação do material fibroso do escolopalo.

Nas diferentes ordens de insetos, os escolopídeos associam-se de modos diferentes, nas diversas partes do corpo, mas sempre com a função de detectar movimento. O **órgão subgenual** é um escolóforo situado na região proximal da tíbia, onde fica suspenso por suas duas extremidades, que se ligam à epiderme em pontos opostos da parede da tíbia (Fig. 3.25a). O órgão subgenual responde a vibrações do substrato e, em alguns insetos, como *Periplaneta* Burmeister (Blattaria) e formigas, é extremamente sensível. Não está presente nos Coleoptera, nem nos Diptera.

Órgão de Johnston. O órgão de Johnston é o órgão cordotonal presente no pedicelo da antena, tendo sua inserção distal entre o pedicelo e o flagelo. Ocorre em todos os insetos adultos. Consiste em massa única ou em diversos conjuntos de escolopídeos, que respondem a movimentos do flagelo com relação ao pedicelo. Esses movimentos podem ser devidos a várias causas e o órgão de Johnston serve a uma grande diversidade de funções, dependendo do inseto. Para muitos insetos, como gafanhotos, abelhas, lepidópteros e algumas moscas, atua como um indicador da velocidade do ar.

O órgão de Johnston de *Drosophila* Fallén (Diptera) é responsável pela detecção pela fêmea do som emitido pela vibração das asas do macho durante a corte. Tem a mesma função em operárias de abelhas, para a percepção da

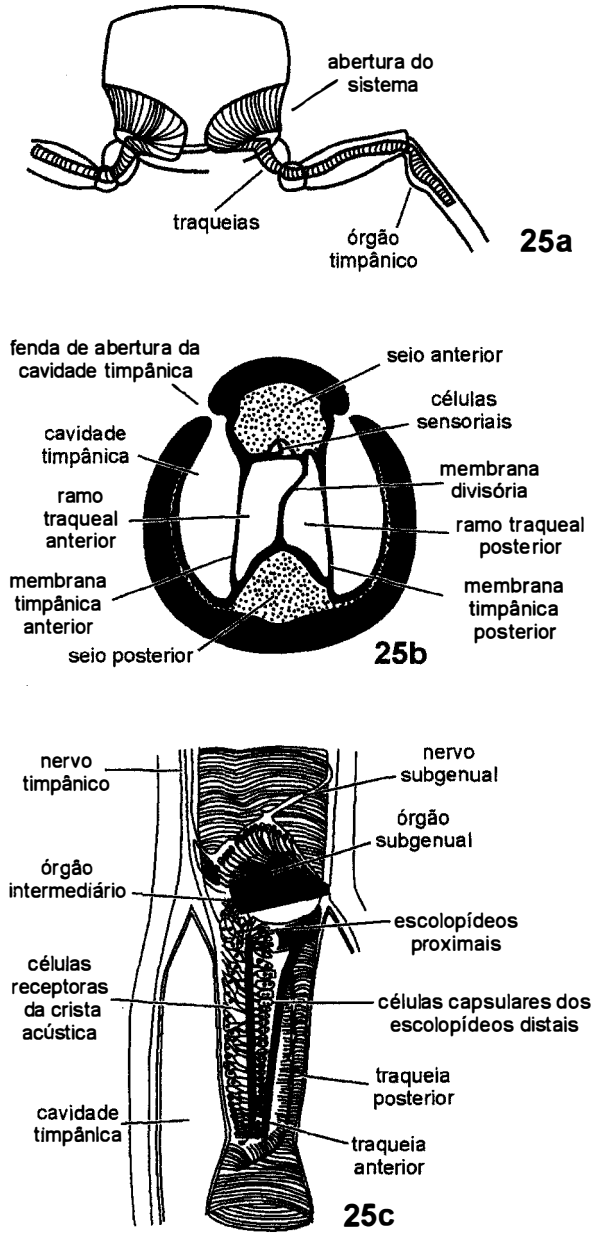




Figuras 3.23-24. Sensores. **23**, diagrama dos componentes cuticulares de um sensor campaniforme; **24**, estrutura básica de um escolopídeo do órgão timpânico de um gafanhoto, corte longitudinal. Os detalhes são cortes transversais à estrutura, nos pontos indicados pelas setas. Fonte: Chapman (1998).

localização da fonte de alimento fornecida pela forrageira recém-chegada do campo, através de uma dança de orientação. Em besouros Gyrinidae, o órgão de Johnston permite a orientação na superfície d'água e a detecção da proximidade de outros indivíduos, dessa forma evitando colisões entre eles.

Órgãos timpânicos. Alguns órgãos cordotonais são especializados na recepção de sons. Ficam situados numa área recoberta por cutícula fina (Fig. 3.25a). Essa cutícula é flexível e constitui-se no **tímpano** ou **membrana timpânica**.



Figuras 3.25a-c. Diagramas do órgão auditivo de um grilo (Orthoptera). **25a**, corte frontal ao protórax e pernas protorácicas, mostrando a abertura do complexo no tórax e o órgão timpânico situado na perna; **25b**, corte transversal ao órgão timpânico da perna; **25c**, corte longitudinal ao órgão timpânico. Fonte: Kerkut & Gilbert (1985, vol. 6).

O tímpano fica sobre um saco aéreo, que conduz a vibração da membrana (Fig. 3.25b). O órgão cordotonal é adjacente ao tímpano ou, então, fica diretamente ligado a ele. O número de escolopídeos varia muito nos diversos grupos de insetos: desde um único escolopídeo encontrado em *Plea* Leach (Hemiptera, Heteroptera), até mais de mil em algumas cigarras. Os escolopídeos ficam alojados entre traqueias e a cavidade timpânica (Fig. 3.25c).

Também a localização dos órgãos timpânicos varia bastante nos diferentes insetos. Em Scarabaeidae, ocorrem no pescoço; em Grylloidea e Tettigonioidea, estão nas pernas protorácicas; em alguns Diptera, encontram-se no protórax; em Heteroptera, no mesotórax; em Noctuoidea (Lepidoptera), no metatórax; e no abdômen, em Acrididae, em lepidópteros Pyralidoidea e Geometridae, e em Cicindelinae (Coleoptera). Nos Neuroptera, foi mostrada a presença de tímpano no lado ventral da veia radial da asa mesotorácica de *Chrysopa* Leach.

5.2. Quimiorrecepção. Os sentidos para cheiro e para sabor implicam a estimulação de terminais sensoriais por substâncias químicas no estado gasoso, no caso dos odores, e por soluções ou superfícies secas, no caso do sabor. Por essa razão, no caso dos insetos, fala-se em "quimiorrecepção de contato", ao invés de "gosto". Apesar de os insetos poderem perceber o cheiro de substâncias em solução e os receptores de contato poderem ser estimulados por odores em alta concentração, existem grandes diferenças entre as regiões do sistema nervoso onde os dois sentidos são processados. Receptores olfativos ligam-se a neurônios que terminam nos lobos antenais no cérebro, enquanto que os axônios dos quimiorreceptores de contato se dirigem ao gânglio nervoso do segmento do corpo onde se encontra o receptor.

Olfação. Tal como os demais sensores, os sensores olfativos possuem componentes cuticulares e celulares (Fig. 3.26) e sua forma geral varia bastante. Eles podem ser **tricoides** (Fig. 3.26), longos com parede espessa (0,5 μm ou mais) sem soquete na base; **basicônicos**, projeções curtas, digitiformes, com parede fina (0,3 μm ou menos); **placoides**, placas achatadas, contínuas com a superfície do integumento; **celocônicos**, pequenas projeções alojadas em depressões da cutícula (Fig. 3.27), que se fecham ao redor de cada uma delas, com exceção do poro apical. Existem muitas variações dessas formas básicas, que podem associar-se ou fundir-se, como nos **rinários** dos afídeos (Hemiptera, Sternorrhyncha), formados por seis unidades, ou nos **órgãos placoides** de *Pyrops* Spinola (Hemiptera, Auchenorrhyncha), formados por 35 unidades sensoriais.

A cutícula de todas as formas tem grande número de poros (Fig. 3.26), que permitem a percepção das substâncias odoríferas. É graças à presença dessa cutícula multiporosa que, em geral, o receptor olfativo pode ser reconhecido em exames microscópicos da superfície do integumento.

A exemplo do que acontece com os mecanorreceptores, os componentes celulares dos sensores olfativos têm origem epidérmica e compreendem as células e terminações nervosas, e células acessórias. Cada sensor possui dois ou três neurônios. Os dendritos distais chegam aos poros e são banhados diretamente pela hemolinfa presente nas cavidades.

Os axônios, por sua vez, ligam-se diretamente aos lobos antenais e suas ramificações terminais formam os **glomérulos olfativos**. As células acessórias são três: **célula tecógena, tricógena** e **tormógena**. Elas participam do desenvolvimento do sensor e regulam a composição da linfa do receptor. Em alguns Lepidoptera, as células tricógena e tormógena são responsáveis pela síntese de componentes dos feromônios.

Os quimiorreceptores multiporosos estão presentes todos os insetos nas formas larvais inclusive e localizam-se principalmente nas antenas. Podem, no entanto, aparecer também nos palpos maxilar e labial, sendo que em *Lucilia* Robineau-Desvoidy (Diptera), ocorrem na genitália externa. Seu número varia bastante nas diferentes ordens; são poucos nos gafanhotos, muito numerosos nos palpos labiais de Lepidoptera.

Quimiorrecepção de contato. São usualmente cerdas curtas (pelos) ou cones (Fig. 3.28), com um único poro, localizado na extremidade distal do receptor. Nos sensores em forma de pelo, um soquete na base confere certa motilidade à estrutura. Aquelas em forma de cone são imóveis e ocorrem no interior das peças bucais.

Os componentes celulares são basicamente semelhantes aos encontrados nos sensores olfativos, exceto pelos dendritos dos neurônios, que chegam até o topo da estrutura. Nessa região terminal, encontra-se alojado um tampão, constituído por uma membrana porosa, que separa a terminação nervosa do meio ambiente.

Receptores de contato podem estar em todas as partes do corpo do inseto, mas ocorrem em maior número no lábio, maxilas e labro, sendo que seus axônios se dirigem ao gânglio subesofágico. Nunca estão presentes nas mandíbulas, mas aparecem nas antenas e nas pernas. Apesar de a quimiorrecepção de contato ser importante para a oviposição, são muito poucos os sensores presentes no ovipositor.

5.3. Percepção de temperatura. Os insetos possuem receptores sensíveis à temperatura e umidade nas antenas. O mesmo sensor responde às duas variáveis. Ele pode ser uma projeção simples na superfície da cutícula ou, então, a projeção pode ficar protegida em uma cavidade, formando um tipo de sensor celocônico, semelhante àquele responsável pela olfação. Na situação em que a projeção fica exposta, o sensor está associado a mecanorreceptores tricoides, que formam sobre ele uma cobertura protetora, evitando seu contato direto com objetos externos. Usualmente ocorrem em pequeno número, distribuídos nos ânulos terminal e proximal da antena.

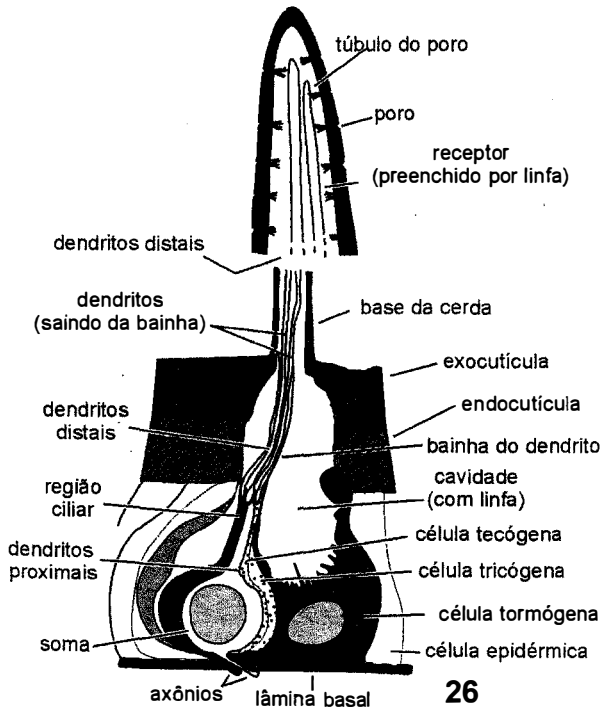
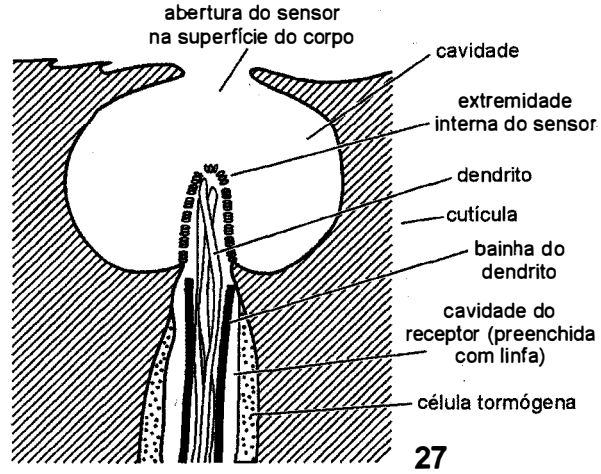
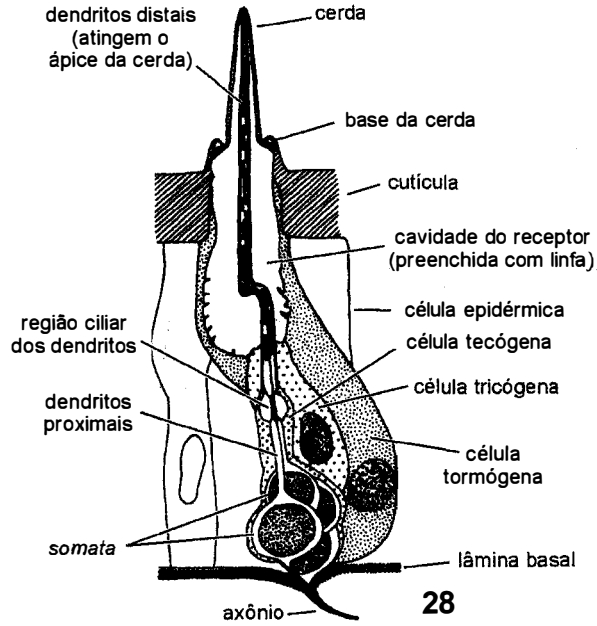


Figura 3.26. Diagrama de um corte longitudinal a um sensor olfativo do tipo tricoide. A parte superior foi aumentada para mostrar os poros da cerda. Fonte: Chapman (1998).





Figuras 3.27-28. Diagrama de corte longitudinal de sensor e quimiorreceptor. **27**, sensor olfativo do tipo celocônico; **28**, quimiorreceptor de contato do tipo móvel. Fonte: Chapman (1998).

5.4. Visão e órgãos visuais. Embora a luz possa ser percebida por fotorreceptores presentes em diversos pontos do corpo do inseto, onde a cutícula é transparente, a maior parte dos insetos adultos e das larvas de hemimetábolos possuem um par de olhos compostos e, frequentemente, três ocelos. As larvas de holometábolos têm olhos simples, denominados **estemas**.

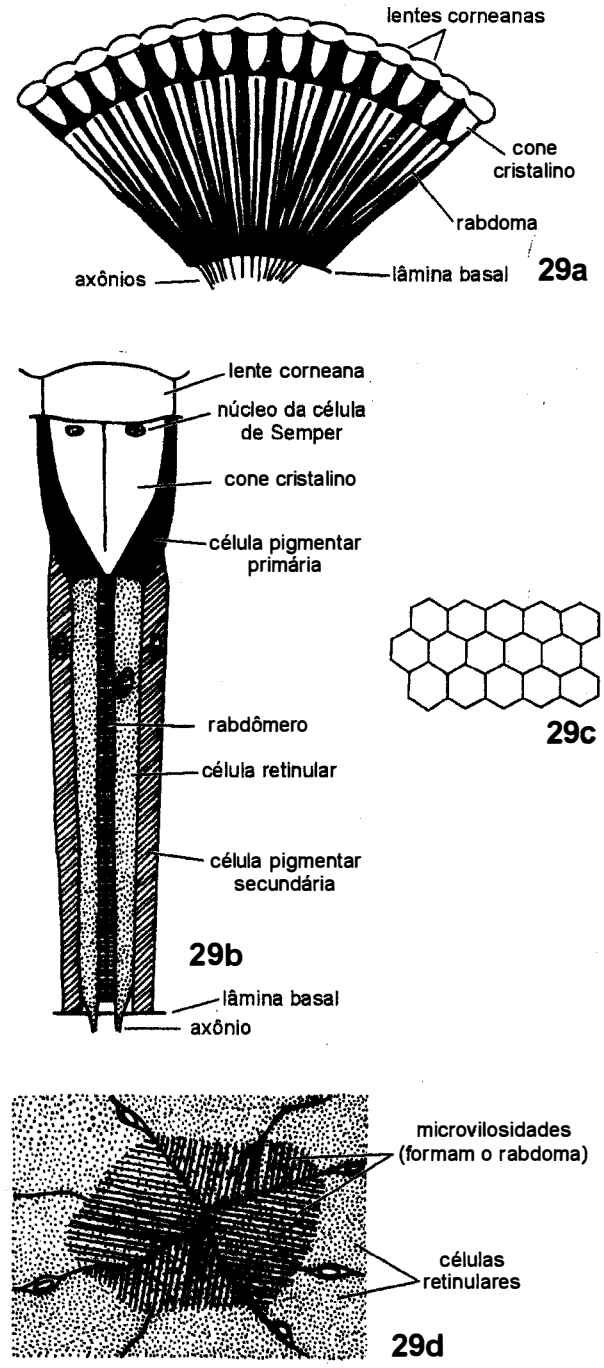
Olhos compostos. São formados pela agregação de elementos visuais (Fig. 3.29a), os omatídios. A cada omatídio corresponde uma córnea (Fig. 3.29b). O número e tamanho de omatídios variam muito entre espécies. O caso extremo é o da formiga *Ponera* Latreille (Hymenoptera), cujas operárias têm olhos constituídos por apenas uma faceta. Em geral, o número de omatídios é bem maior, indo de algumas centenas a muitos milhares: em *Drosophila* são 800, em *Musca* L. (Diptera) 4 mil, em Lepidoptera de 12 mil a 17 mil, e em Odonata de 10 mil a 20 mil omatídios por olho. Os olhos são bilaterais, separados nos lados da cabeça, mas em Anisoptera e nos machos de Tabanidae e de Syrphidae, eles são contíguos na linha dorsal mediana, numa condição chamada **holóptica**.

Estrutura geral de um fotorreceptor. A despeito de sua diversidade, todos os tipos de fotorreceptores têm os mesmos componentes funcionais. Consistem de duas partes, uma **óptica**, responsável pela condensação e transmissão da luz, e outra **sensorial**, a retínula, que transforma a luz em pulsos elétricos (Fig. 3.29b,d).

Todos os tipos de olhos têm origem ectodérmica. São recobertos por uma **córnea**, área de cutícula transparente e não pigmentada, que forma uma lente biconvexa, descartada a cada muda pelas ninfas de hemimetábolos. Na superfície do olho composto, as lentes corneanas, originalmente circulares, ficam muito compactadas, formando um arranjo hexagonal (Fig. 3.29c). Em geral, a compactação deixa entre as lentes uma ponte estreita de cutícula não-esculpida, mas, em alguns insetos, cerdas em forma de pelos podem ocorrer nos espaços entre elas. Cada lente da córnea é produzida por duas **células corneagênicas**. No olho maduro, essas células têm seu tamanho reduzido e transformam-se nas **células pigmentadas primárias**. Abaixo da córnea, fica o **corpo** ou **cone cristalino**, que é formado por quatro células, as **células de Semper**. O cone cristalino funciona como uma lente adicional, a **subcórnea**.

Os elementos sensoriais formam a **retínula**, composta por sete a nove neurônios, dependendo da espécie. Esses neurônios são bastante alongados, dispõem-se em camada única e são conhecidos como **células retinulares**. Na parte basal do omatídio, cada célula retinular estreita-se e seu axônio atravessa a lâmina basal do olho, passando a fazer parte do **nervo óptico**. O bordo da célula retinular ao longo do eixo maior do omatídio tem longas microvilosidades densamente compactadas (Fig. 3.29d), e nelas se aloja o pigmento visual. O conjunto de microvilosidades de uma célula retinular forma um **rabdômero**. As microvilosidades de cada célula retinular ficam alinhadas com aquelas da célula oposta a ela no omatídio, mas ficam em ângulo com aquelas das células vizinhas (Fig. 3.29d). Entretanto, como, ao longo do omatídio, a disposição das células retinulares sofre um ligeiro giro, a orientação das microvilosidades de um rabdômero em relação às demais muda nas diferentes profundidades do olho. O **rabdoma** é o resultado da compactação de todos os rabdômeros, formando um cilindro contínuo no eixo de cada omatídio (Fig. 3.29b).

Tipos de olhos compostos. A disposição dos elementos sensoriais em relação à córnea determina dois tipos morfológicos de olhos: **olhos de aposição** e **olhos de superposição**.



Figuras 3.29a-d. Diagrama de um corte longitudinal à região mediana de um olho de aposição. **29a**, disposição dos rabdomas, que chegam aos cones cristalinos; **29b**, omatídio; **29c**, aparência da superfície do olho, em que as lentes corneanas adquirem a forma hexagonal devida à compactação entre elas; **29d**, corte transversal a um rabdoma fundido de abelha. Fonte: Chapman (1998).

Olhos de aposição (Fig. 3.29a) recebem essa denominação porque as células retinulares são muito altas, chegando próximo à lente. Esse tipo de arranjo é característico de insetos diurnos. Nele, cada omatídio é separado dos demais por pigmento e funciona como unidade isolada, porque não é sensibilizado pela luz proveniente das unidades adjacentes. Assim, omatídios diferentes, mas muito próximos entre si podem receber raios luminosos de intensidades diferentes, dependendo da quantidade de luz refletida pelo objeto.

Olhos de superposição ocorrem nos insetos que voam no escuro e caracterizam-se pela presença de uma **zona clara** interposta entre a córnea e as células retinulares (Fig. 3.30). Como o pigmento é restrito às células retinulares, nesse tipo de olho a região pigmentada fica limitada às partes basais da retina. No olho de superposição, não ocorre absorção de luz, porque os raios luminosos que penetram obliquamente no omatídio podem passar para os omatídios vizinhos e estimulam as células retinulares de todos eles.

Além de contar com olhos de superposição, espécies principalmente de Lepidoptera, mas também de outras ordens que são ativas à noite ou nos crepúsculos matutino e vespertino, contam com um ***tapetum***, que é uma adaptação estrutural permanente à luz tênue. Essa estrutura consiste numa grande expansão dos troncos traqueais, que penetram a lâmina basal do olho. Esses ramos traqueais passam entre os omatídios e formam uma camada que reflete os raios luminosos para o interior do próprio olho, aumentando sua sensibilidade e fazendo com que os olhos brilhem no escuro. As tenídeas das traqueias dessa região são largas e muito achatadas. Como tenídeas são fitas espiraladas ou helicoidais que deixam espaços entre si, a luz reflete-se nas suas margens, produzindo uma cor de interferência. Essa é a razão pela qual os olhos de diversos insetos, especialmente das mariposas, adquirem uma cor amarelada quando observados a meia luz.

Os olhos também podem ser caracterizados quanto à forma do cristalino e à posição que ocupa com relação à lente. Segundo esse critério, os olhos são classificados em eucônicos, exocônicos e acônicos.

Nos **olhos eucônicos** (Fig. 3.31a,b), cada omatídio contém um cone cristalino verdadeiro, formado pelas células de Semper e isolado da lente na região apical. Esse tipo de olho é encontrado nos Odonata, Orthoptera, Archaeognatha, Zygentoma, Megaloptera, Ephemeroptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Coleoptera e em alguns Hemiptera.

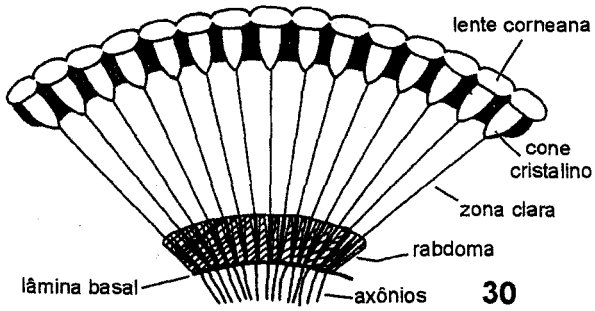
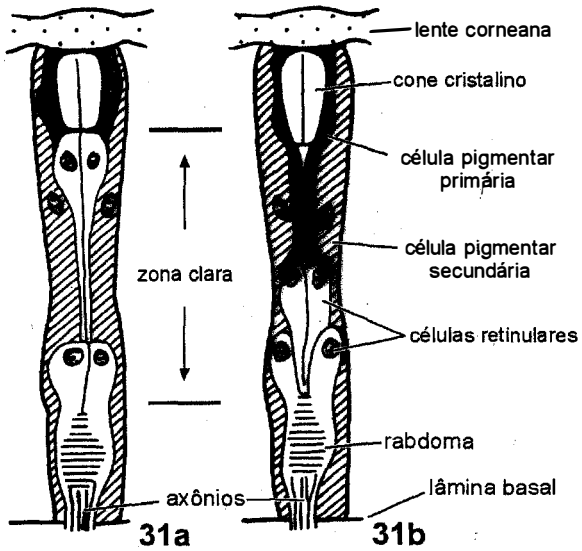
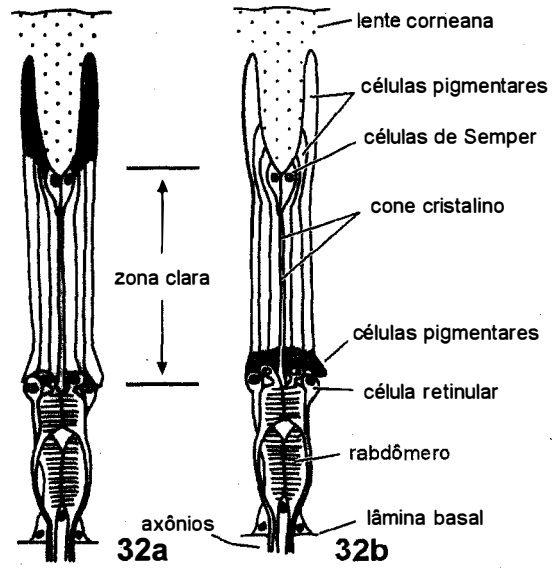


Figura 3.30. Diagrama de um corte longitudinal à região mediana de um olho de superposição, mostrando a zona clara que fica entre o conjunto dos rabdomas e o sistema de lentes. Fonte: Chapman (1998).

Os olhos do tipo **exocônico** (Fig. 3.32a,b) possuem uma expansão da cutícula, que forma um cone interposto nas células pigmentares e cuja face apical é contínua com a lente corneana. Nesse tipo, as células de Semper são bastante reduzidas, mas mantêm sua posição basal com relação à lente e formam o **trato cristalino**, que se estende até as células retinulares. Olhos desse tipo ocorrem em diversas famílias de Coleoptera. Em Dermaptera, Hemiptera, alguns Diptera e Coleoptera, os omatídios não têm cone cristalino e o olho é do tipo **acônico**.





Figuras 3.31-32. Cortes longitudinais de omatídios. **31**, olho eucônico com as células da zona clara envoltas por células pigmentares; **31a**, na condição de escuro o pigmento fica restrito à parte superior das células; **31b**, na condição de claro o pigmento distribui-se ao longo das células; **32**, olho exocônico onde há um cone cristalino, mas as células de Semper formam um trato cristalino que percorre todo o comprimento da zona clara; **32a**, No processo de adaptação ao escuro o pigmento fica concentrado na porção distal das células pigmentares; **32b**, no processo de adaptação ao claro o pigmento fica concentrado na base das células pigmentares, protegendo diretamente as células retinulares. Fonte: Chapman (1998).

Formação de imagem. O olho do inseto não possui um mecanismo de focalização; a formação da imagem depende das propriedades ópticas das lentes da córnea e do cone cristalino. No olho de aposição, cada omatídio funciona como uma unidade independente. A luz que chega ao rabdoma de cada omatídio tem uma intensidade que varia de um omatídio a outro, dependendo da luz refletida pelos objetos no campo de visão. Coletivamente, os rabdomas recebem um mosaico de pontos de luz de intensidades diferentes, que formam a imagem. No olho de superposição, a quantidade de luz disponível em cada ponto do objeto penetra diversos omatídios. No caso da mosca doméstica, são sete os omatídios envolvidos, de modo que o sinal é mais forte do que aquele que penetra cada uma das lentes corneanas. Em consequência, as moscas têm maior sensibilidade visual em iluminação de baixa intensidade do que insetos com rabdomas fundidos.

Adaptação ao claro e ao escuro. A adaptação à luz de intensidades diferentes é realizada por modificações na extensão, distribuição e espessura da área pigmentada, que regula a quantidade de luz que chega ao rabdoma. Movimentos de pigmentos são mais evidentes nos olhos de superposição. No olho exocônico, adaptação ao escuro consiste na concentração do pigmento na porção distal das células pigmentares (Fig. 3.32). Com isso, a luz que penetra pelas lentes atravessa diversos omatídios pela zona clara, atingindo seus rabdomas. Quando a intensidade da luz aumenta, o pigmento desce para a base das células pigmentares, de modo que a única luz que chega ao rabdoma é aquela que percorre o trato cristalino. O olho, nessa condição, funciona como aquele de aposição, porque os omatídios funcionam como unidades individualizadas.

Nos olhos de superposição do tipo eucônico, em que as células retinulares formam uma coluna larga embaixo das lentes corneanas, o processo de adaptação do olho a variações de intensidade luminosa implica grandes mudanças de forma das células retinulares (Fig. 3.31). Aqui a adaptação ao escuro consiste no alongamento dessas células, que comprimem a base do cone cristalino, e no encurtamento das células pigmentares, que ficam ao redor dele. Dessa forma, o pigmento fica restrito às porções mais externas do olho. No claro, as células retinulares encurtam-se e ficam próximas ao rabdoma, na base do omatídio. As células pigmentares alongam-se e revestem completamente as lentes.

Os olhos de aposição mostram movimentos de pigmentos bastante semelhantes aos dos olhos de superposição. No claro, as células pigmentares distendem-se bastante e, simultaneamente, comprimem o cone cristalino, que fica rodeado pelo pigmento. A luz pode passar somente pela abertura apertada para atingir o rabdoma.

Visão de cores. A possibilidade de perceber cores depende da presença de fotopigmentos nas células retinulares. O pigmento deve ter sensibilidade máxima à luz de um determinado comprimento de onda e fotopigmentos diferentes ficam alojados em células retinulares distintas. Todos os insetos percebem bem a cor verde devido à presença de um pigmento que tem o máximo de absorção na faixa de 490-540 nm do espectro. A escala de absorção desse pigmento pode estender-se para a região do ultravioleta (abaixo de 400 nm) e, no outro extremo, chegar até o laranja (600 nm). Muitos insetos têm dois pigmentos adicionais: um com absorção máxima na zona do azul e outro com sensibilidade máxima a ultravioleta. Para a grande maioria dos insetos, a cor vermelha é invisível. São exceções os Odonata, alguns Lepidoptera e poucos Hymenoptera, que possuem um pigmento adicional, responsável pela absorção de comprimentos de onda longa, de 600 nm ou mais.

Em resumo, pode-se dizer que os insetos distinguem variações de intensidade luminosa, cor, forma e distância, mas é necessário enfatizar que os olhos compostos têm sua maior eficiência quando detectam os movimentos dos objetos.

Ocelos. Os ocelos ocorrem em insetos adultos e nas ninfas dos hemimetábolos. São em número de três, dispostos num triângulo invertido no ápice da cápsula cefálica. Há evidências que o ocelo mediano seja resultado da fusão bilateral de dois ocelos frontais, que seria a condição primitiva. A principal evidência nesse sentido é a presença de inervação dupla apenas nesse ocelo. O ocelo mediano é frequentemente suprimido e muito raramente ocorre sozinho. Ocelos estão geralmente ausentes nos insetos ápteros.

Há grandes variações na forma dos ocelos nos diferentes insetos. Certas estruturas, porém, são comuns a todos eles (Fig. 3.33). A exemplo do que acontece no olho composto, a cutícula nas regiões ocelares fica arqueada ou elevada. Ela forma o revestimento externo e é transparente, constituindo uma estrutura aproximadamente esférica, a **lente**. Em algumas espécies de Orthoptera, Diptera e Ephemeroptera, a córnea, ainda que convexa, não é espessada e, abaixo dela, o espaço é ocupado por células transparentes.

Abaixo da lente, dispõem-se as células retinulares, bastante compactadas e sem um arranjo regular. O número de células pode chegar a mil, como em alguns Orthoptera, e cada uma delas possui um rabdômero com a mesma estrutura daquela do olho composto. As células retinulares associam-se em grupos com um número variável de unidades (de duas até 10), de acordo com a espécie. Cada grupo constitui-se de uma **retínula** e o conjunto de seus rabdômeros forma um rabdoma por grupo.

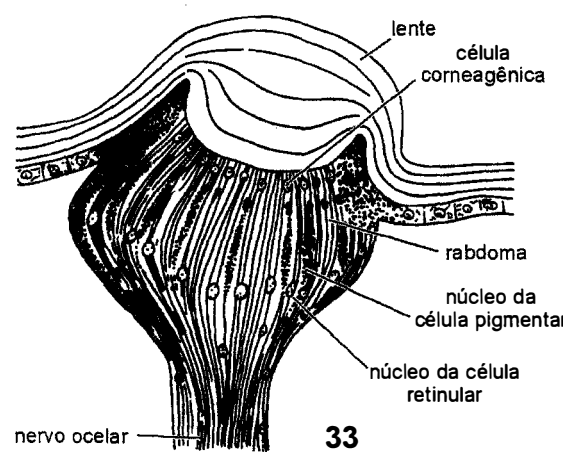


Figura 3.33. Corte longitudinal mediano de um ocelo de cercopídeo (Hemiptera, Auchenorrhyncha). Fonte: Imms (1964).

As células pigmentares podem ficar entre as retínulas ou, então, o pigmento pode estar alojado na própria célula retinular. Nos ocelos muito pigmentados, o pigmento fica nas margens da lente ou pode envolver completamente o ocelo. Alguns insetos, como a barata, não têm pigmentos nos ocelos. Em certos ocelos, aparece um ***tapetum***, localizado na região posterior das células retinulares e formado por sais de urato.

Cada célula retinular, sendo um neurônio sensorial, continua-se num axônio, que atravessa a lâmina basal e vai fazer parte do **nervo ocelar**, localizado na base do ocelo.

Apesar de bastante pesquisados, a função dos ocelos ainda não está completamente esclarecida. Sabe-se que a luz provoca uma reação da célula retinular, causando uma despolarização de sua membrana. O sinal gerado é amplificado e transmitido ao cérebro por interneurônios gigantes. Assim, o inseto tem informação sobre contrastes de iluminação. A imagem produzida, entretanto, tem resolução muito baixa, porque ela é percebida por um número muito pequeno de neurônios basais. De uma forma geral, pode-se dizer que eles percebem mudanças na intensidade de luz e essa informação é rapidamente transmitida ao cérebro, dada a presença dos interneurônios gigantes.

Estemas. São os olhos laterais das larvas dos holometábolos (Fig. 3.34a). Apesar de já terem sido considerados do mesmo tipo estrutural dos ocelos por causa de algumas semelhanças morfológicas, sua fisiologia é completamente diferente. Assim, chamá-los de "ocelos laterais", como está em algumas publicações clássicas, é inapropriado.

O número de estemas varia de um a sete pares, dependendo do grupo de inseto, sendo que esse número nem sempre é constante na mesma espécie. Os estemas estão ausentes nas larvas de Siphonaptera e de Hymenoptera, exceto em alguns ramos basais desses grupos. Nas larvas de Diptera Cyclorrhapha, os receptores são internos.

A presença de um ou de vários rabdomas divide os estemas em duas categorias. Mecoptera, Neuroptera, Lepidoptera e Trichoptera têm estemas com um rabdoma. No caso dos Diptera, diversos rabdomas fundem-se e formam um rabdoma ramificado, uma condição provavelmente derivada.

Cada unidade dos estemas, o **estema**, possui uma lente de natureza cuticular (lente corneana) que recobre o cristalino (Fig. 3.34b). No caso dos Lepidoptera, sete células retinulares correspondem a cada estema, sendo que três delas formam o rabdoma distal e quatro outras, o rabdoma proximal (Fig. 3.34c). A situação é bastante diferente nas larvas de Coleoptera e de Hymenoptera, em que cada estema possui um grande número (cerca de 5 mil) de células retinulares e cada uma delas forma um rabdômero em toda sua superfície (Fig. 3.35a), de tal forma que os rabdomas resultam numa estrutura reticulada (Figs. 3.35b,c).

Nos estemas, o pigmento visual encontra-se tanto nas células retinulares distais, como nas proximais. Eles permitem a percepção de cores, principalmente na faixa do verde, cujo pigmento fica nas células distais. As células proximais contêm pigmento azul ou outro, sensível ao ultravioleta. Larvas de Lepidoptera, além de enxergar cores, respondem ao plano de polarização da luz incidente.

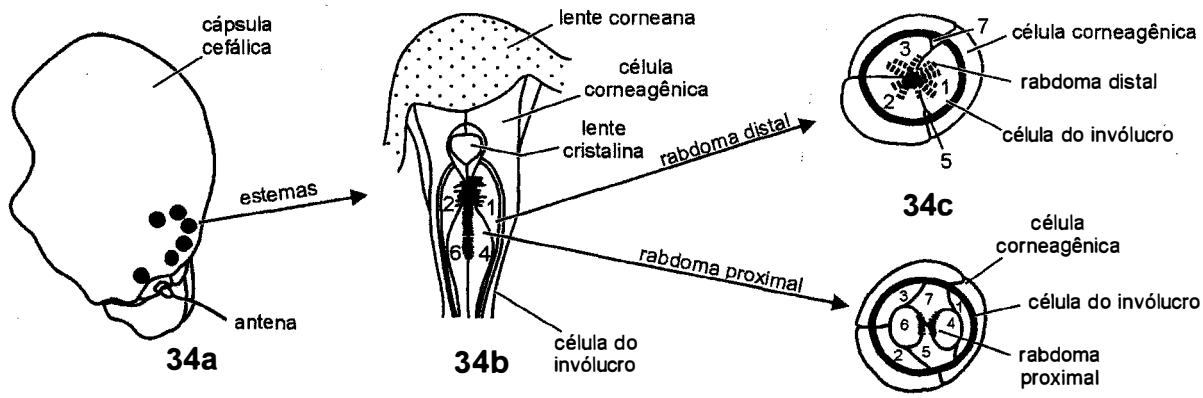
Fotossensibilidade dérmica. Diversos insetos, especialmente larvas, respondem também a estímulos luminosos quando seus olhos são lesados ou recobertos por material opaco. Isto acontece porque as células da epiderme são fotossensíveis, algo observado em cultura de tecidos tegumentares.

Os receptores extraretinianos são recobertos por cutícula transparente. Cada um deles consiste em um único neurônio, que irá integrar um nervo do sistema nervoso central. Algumas regiões da parede celular têm grande número de microvilosidades, densamente compactadas e sem ordenação preferencial.

Pouco se sabe acerca da função desses fotorreceptores. Entretanto, em algumas famílias de Lepidoptera, em que eles ocorrem na genitália de ambos os sexos, supõe-se que estejam relacionados ao monitoramento da posição da genitália do parceiro durante a cópula.

6. Hormônios e glândulas endócrinas

6.1. Hormônios. Estão relacionados com a regulação de diversas funções no interior do corpo do indivíduo. Os hormônios circulam na hemolinfa e regulam processos



Figuras 3.34a-c. Estemas com um rabdoma na cabeça de uma larva de lepidóptero. **34a**, distribuição dos estemas na cabeça; **34b**,diagrama de um corte longitudinal de um estema; **34c**, diagramas de cortes transversais a um estema no nível do rabdoma distal (figura superior) e no nível do rabdoma proximal (figura inferior). Fonte: Chapman (1998).

fisiológicos, processos ligados ao desenvolvimento e a expressões comportamentais. Eles complementam a atividade do sistema nervoso, cuja ação é mais imediata e de duração mais curta que aquelas do sistema endócrino.

Os insetos têm grande diversidade de hormônios, de naturezas químicas diferentes. Os hormônios ligados à muda são ecdisteroides, sendo a **ecdisona** um pró-hormônio, que é convertido à forma ativa, **20-hidroxi-ecdisona**. Outras formas de ecdisteroides, como a **dehidro-ecdisona** e a **makisterona**, ocorrem em diferentes ordens, mas o processo de ativação é semelhante em todas as formas e acontece no corpo gorduroso ou no integumento.

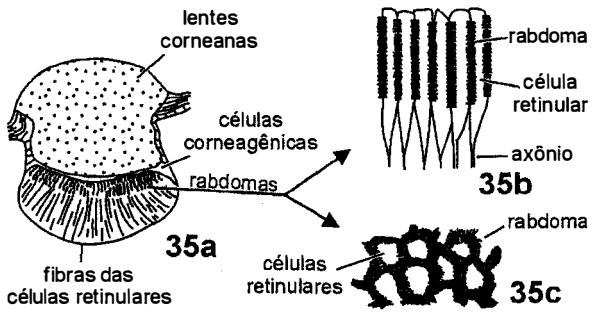
É importante salientar que os ecdisteroides têm importância central no desenvolvimento pós-embrionário e em processos ligados à vitelogênese e à ovogênese na grande maioria dos insetos. No entanto, insetos não sintetizam esteroides e, assim sendo, eles têm nos esteróis elementos essenciais de sua dieta. O colesterol, ou compostos muito próximos a ele, é a forma ingerida pelos insetos.

O hormônio juvenil é um sesquiterpeno. São conhecidas diversas formas desse hormônio, bastante semelhantes entre si. O hormônio juvenil ocorre nas formas imaturas, sendo o pré-hormônio convertido à forma ativa nos discos imaginais e nas glândulas sexuais.

Os demais hormônios dos insetos são peptídeos derivados de precursores proteicos. O número de aminoácidos constituintes varia de 8 a mais de 50, dependendo do hormônio. Entre os principais hormônios peptídicos, podem ser citados o hormônio protoracicotrópico, o hormônio de eclosão, a alatostatina, a alatotropina, o hormônio adipocinético e o neuropeptídeo ativador da síntese de feromônio. Uma exceção é o **bursicon**, que é uma proteína, ao invés de peptídeo. O bursicon é responsável pelo escurecimento da cutícula.

6.2. Glândulas endócrinas. O sistema endócrino dos insetos é composto por glândulas endócrinas, anatomicamente bem definidas e por células neurossecretoras, dispersas entre os neurônios do sistema nervoso.

Glândulas protorácicas. São um par de estruturas de origem ectodérmica que se localizam no tórax de muitos insetos. Sua disposição é, em geral, difusa. O número e tamanho das células que as compõem variam muito, mesmo nas espécies da mesma ordem. Nos Lepidoptera, por exemplo, o número de células é cerca de 30 em *Diatraea* Guilding e de mais de 250 em *Hyalophora* Duncan. Depois de a glândula constituída, suas células não mais se dividem, mas passam por um processo de endomitose e tornam-se poliploides, aumentando muito em tamanho durante a vida larval. O crescimento das glândulas protorácicas é cíclico, associado aos pulsos de atividade secretora, sendo mais intenso nas fases entre mudas.



Figuras 3.35a-c. Estema da larva de besouro com múltiplos rabdomas. **35a**, diagrama de um corte longitudinal; **35b**, diagrama de corte longitudinal de células retinulares, mostrando os diversos rabdomas; **35c**, diagrama de corte transversal às células retinulares, em que fica evidenciada a rede contínua formada pelos rabdômeros. Fonte: Chapman (1998).

Nos estágios imaturos de todos os insetos, os hormônios da muda são produzidos nas glândulas protorácicas. Em fêmeas adultas, os mesmos hormônios são sintetizados pelas células foliculares do ovário e, possivelmente, também pelos enócitos.

Em Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha, Zygentoma e gafanhotos solitários, as glândulas protorácicas permanecem ativas até o final da vida do indivíduo; nos demais insetos, elas degeneram no adulto. A manutenção das glândulas ao longo de todo o desenvolvimento é consequência da presença de hormônio juvenil na hemolinfa. Em contrapartida, o desaparecimento das glândulas no adulto deve-se à falta do hormônio.

Corpora cardiaca. São um par de órgãos frequentemente associados à aorta e situados atrás do cérebro em todos os Pterygota, Archaeognatha, Zygentoma e Diplura (Japygidae). Em Lepidoptera, Coleoptera e alguns Diptera, eles estão destacados da aorta. Cada *corpus cardiacum* está conectado ao protocérebro por um par de nervos e ao gânglio hipocerebral, por um único nervo. Histologicamente, contém células secretoras com longas ramificações citoplasmáticas que provavelmente facilitam a liberação de secreção na hemolinfa.

Os *corpora cardiaca* armazenam e liberam hormônios provenientes das células neurossecretoras do cérebro, além de outros vários hormônios.

Corpora allata. Estão intimamente associados aos *corpora cardiaca* e são corpos glandulares usualmente dispostos um de cada lado do esôfago (Fig. 3.18b), embora possam fundir-se para formar um único órgão mediano, como ocorre nos Diptera superiores. Cada *corpus allatum* está ligado ao *corpus cardiacum* situado no mesmo lado do corpo através de um nervo, que carrega fibras de células neurossecretoras do cérebro. Além dessa, há outra ligação, feita por um nervo bastante fino, ao gânglio subesofágico.

Na maior parte dos insetos, os *corpora allata* são órgãos sólidos compostos por células glandulares secretoras que deixam lacunas entre si. Nos hemimetábolos, as células glandulares são pequenas e muito numerosas. Já nos holometábolos, a situação inverte-se, sendo que, em *Drosophila* e em alguns Coleoptera, o número de células é de apenas 20. As células mostram atividade secretora periódica.

Os *corpora allata* produzem o hormônio juvenil, que inibe o surgimento de caracteres imaginais durante o desenvolvimento pós-embrionário. Seu efeito opõe-se àquele dos ecdisteroides e é, portanto, um regulador da metamorfose. Durante o último ínstar larval ou ninfal, os *corpora allata* tornam-se inativos, o que faz mudar o equilíbrio hormonal e a metamorfose

é induzida. Em algumas espécies, o hormônio juvenil é necessário para a síntese do vitelo e para sua deposição nos ovos.

Glândula em Anel ou *Anel de Weismann.* Nos Diptera Cyclorrhapha, ocorre uma fusão dos *corpora allata*, *corpora cardiaca* e glândulas protorácicas, que formam um anel ao redor da aorta. Histologicamente é possível identificar os diferentes tecidos dos três componentes. Grandes ramos traqueais sustentam o anel em sua posição e a glândula conecta-se com o cérebro através de um par de nervos.

Outras Estruturas Endócrinas. Além das glândulas, todas as ordens de insetos têm células na região média do canal alimentar, aparentemente com função secretora. Evidências ultraestruturais e propriedades imunocitoquímicas indicam atividade endócrina. Essas células glandulares ficam isoladas e espalhadas entre as células mesentéricas. Sua secreção é de natureza peptídica, mas seu mecanismo de ação e suas estruturas-alvo são ainda desconhecidas. Imagina-se que os peptídeos tenham atividade hormonal ligada à digestão e absorção de nutrientes, talvez participando da síntese de enzimas digestivas.

7. Glândulas exócrinas e feromônios

7.1. Glândulas exócrinas. São compostas por uma ou muitas células. Essas glândulas produzem substâncias que podem ser secretadas no interior do corpo do próprio inseto, ou então, enviadas para o meio externo. O duto, característico das glândulas exócrinas, pode ter tamanho, forma e graus diferentes de definição, dependendo da função da glândula e da espécie a que o inseto pertence.

A maior parte das glândulas exócrinas tem origem ectodérmica e podem ter uma camada cuticular fina, revestindo a *intima* do duto e do reservatório (Fig. 3.36c), onde a secreção fica temporariamente armazenada.

As células secretoras que compõem a glândula formam um epitélio e elas podem ter estrutura bastante complexa. O núcleo é grande e, nas glândulas salivares de alguns dípteros, os cromossomos são politênicos. O revestimento da glândula compreende uma túnica própria e tecido conjuntivo. As glândulas exócrinas podem secretar diversos tipos de substâncias e estão envolvidas com funções muito distintas.

As glândulas associadas às peças bucais são pares, mas nem todas as peças bucais têm glândulas. Também o grau desenvolvimento, estrutura e função variam bastante nas diferentes ordens. Assim, **glândulas mandibulares** ocorrem nos Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha, Zygentoma, Isoptera, Orthoptera, Coleoptera, Trichoptera, larvas de Lepidoptera e Hymenoptera. Sua função é secretar saliva em alguns grupos, sendo que em outros podem ter função especializada, como nos Lepidoptera, em que são responsáveis pela produção de seda. As **glândulas maxilares** têm tamanho bastante reduzido, se comparadas às mandibulares e aparecem nos Protura, Collembola, Heteroptera, nas larvas dos Neuroptera e Trichoptera, e nos Hymenoptera. Em contraposição, as **glândulas labiais** são as mais desenvolvidas na maioria das ordens. Sua distribuição é bilateral e os dutos das duas glândulas unem-se em duto único, que se abre numa bolsa na porção ventral-mediana da cápsula cefálica. Com exceção dos Coleoptera, estão presentes em todas as ordens principais dos insetos e sua função é, em geral, secretar saliva. Nos Lepidoptera e Trichoptera, também são responsáveis pela produção de seda.

Além das glândulas associadas às peças bucais, ocorrem outros tipos de glândulas exócrinas, que assumem funções especiais em algumas ordens. Algumas dessas glândulas são:

Glândulas de cera. Ocorrem nos Hemiptera Coccoidea e podem ser uni ou multicelulares. A cera pode ser secretada na forma pulverizada ou filamentosa. As células secretoras contêm um reservatório central, a câmara da cera, onde a secreção é acumulada.

Glândulas de laca. A laca, na forma da própria resina, é secretada por alguns Coccoidea (Hemiptera, Sternorrhyncha). Fêmeas de espécies de *Metatachardia* Chamberlin, *Laccifer* Oken, *Tachardiella* Cockerell, *Austrotachardia* Chamberlin, *Afrotachardina* Chamberlin e *Carteria* Signoret (= *Tachardia* Blanchard) produzem laca em grande quantidade e a secreção serve como cobertura protetora do tegumento. As diferentes espécies ocorrem preferencialmente em árvores que exsudam gomas e resinas, sendo que a espécie da planta hospedeira influencia a cor e o volume de laca produzida. Além da resina, a laca é constituída por pigmentos, cera e proteínas.

Glândulas de carmim. De estrutura bastante semelhante àquela da glândula de laca, são as glândulas produtoras do pigmento carmim. Essas glândulas estão presentes em *Dactylopius* Costa (Hemiptera Sternorrhyncha), que vivem sobre cactos neotropicais. A substância secretada é o ácido carmínico, que impede que outros parasitas se instalem na planta.

Glândulas de seda. Nas larvas de alguns Carabidae (Coleoptera) e dos Neuroptera, a seda é produzida como secreção dos tubos de Malpighi. Nos Embioptera e nos machos de diversas espécies de *Hilara* Meigen (Diptera, Empididae), ela é secretada por glândulas dérmicas localizadas nos tarsos das pernas anteriores. São as glândulas labiais de Lepidoptera e de Trichoptera, porém, os centros produtores de seda mais bem conhecidos. As glândulas do bicho-da-seda sofrem hipertrofia no último ínstar larval por conta de 18 a 20 divisões endomitóticas, o que colabora para intensificar a síntese protéica. As células distais da glândula produzem a proteína principal da seda, a **fibroína**. A região média da glândula secreta a **sericina**, proteína responsável pela agregação dos filamentos de seda entre si. As fibras de seda são moldadas quando passam pela fenda formada pela fusão da hipofaringe e do lábio ao redor do salivário.

Glândulas de veneno. São tipos especiais de glândulas exócrinas, especialmente bem desenvolvidas nos Hymenoptera. Nessa ordem, elas se diferenciam e assumem diferentes funções, algumas produzindo feromônios ou compostos de defesa. Em algumas espécies, estão envolvidas com parte dos processos digestivos e com a alimentação da cria.

Em larvas de diversas famílias de Lepidoptera, existem na epiderme glândulas de veneno associadas com cerdas e

espinhos tegumentares. O veneno é liberado quando essas estruturas cuticulares se quebram. Em humanos, esse veneno causa reações alérgicas, às vezes de graves consequências, provocadas pelo contato com lagartas.

Glândulas de feromônios. Feromônio é uma secreção que, percebida por um indivíduo da mesma espécie, provoca nele uma resposta específica, fisiológica ou comportamental. Devido a essa característica, os feromônios são considerados substâncias de sinalização entre indivíduos e são importantes mediadores e reguladores do comportamento de espécies sociais e subsociais. Sua ocorrência, entretanto, não se restringe aos insetos sociais. Acredita-se que feromônios sejam responsáveis pela comunicação em, pelo menos, uma espécie em cada uma das ordens de insetos.

7.2. Feromônios. Podem ser percebidos como odor ou como gosto. São produzidos por células glandulares epidérmicas, espalhadas pelo tegumento ou, então, associadas em áreas anatomicamente bem definidas. Essas células possuem uma cavidade terminal, onde a secreção fica acumulada. O conteúdo da cavidade é liberado na superfície da cutícula, via um duto bastante delgado.

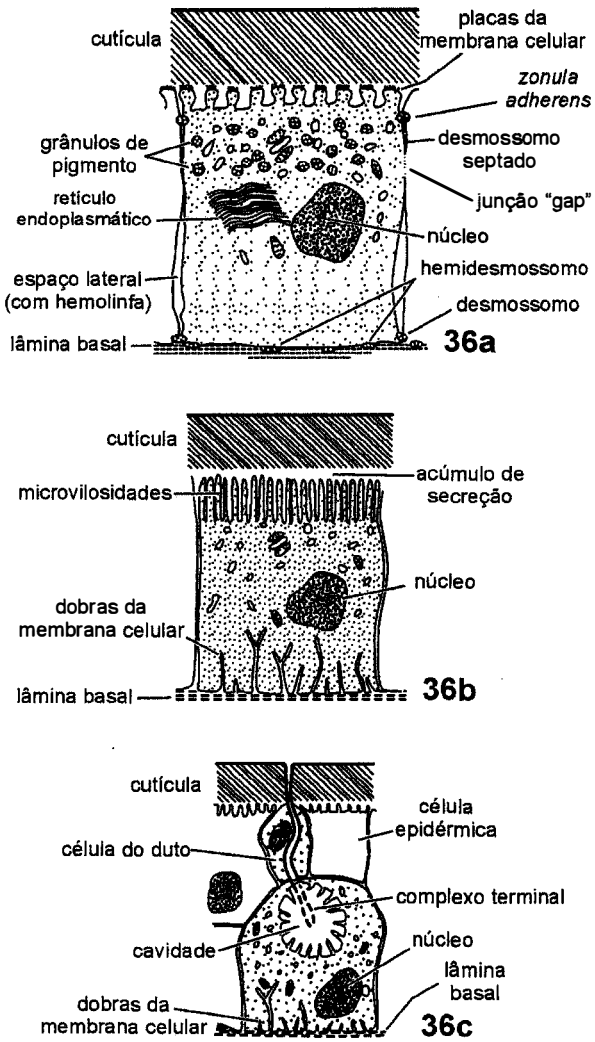
Nas glândulas pluricelulares, a situação modifica-se. As células dessas glândulas não possuem dutos; seu bordo apical tem microvilosidades que chegam à cutícula, mas ficam separadas dela por um espaço, onde provavelmente a secreção se acumula. As glândulas de feromônio ficam alojadas entre os segmentos abdominais e recobertas por uma dobra da cutícula, semelhante a uma membrana intersegmentar. Nesse caso, não há reservatório e o feromônio é liberado imediatamente após a síntese.

Em outro tipo de glândulas pluricelulares, a abertura fica numa invaginação epidérmica, a qual serve de reservatório para o feromônio. Esse é o caso dos feromônios de marcação de território que, em geral, são produzidos em grandes quantidades. Um exemplo são os feromônios de trilha de Formicidae.

As glândulas podem estar associadas a estruturas que favorecem a dispersão do feromônio. É o caso das glândulas de Stobbe, encontradas nos machos de Lepidoptera (Fig. 3.37), que produzem um feromônio de atração da fêmea.

Nos afídeos, um feromônio de ataque é produzido por glândulas associadas aos **sifúnculos** ou **cornículos**, situados nos tergitos abdominais. Ocorre também, nas fêmeas, um feromônio sexual que é produzido e liberado por glândulas localizadas nas tíbias posteriores.

Cabe salientar que algumas ordens possuem glândulas produtoras de feromônios cuja origem não está necessariamente relacionada com tecidos da parede do corpo. Os casos descritos



Figuras 3.36a-c. Célula epidérmica. **36a**, diagrama da ultraestrutura de uma célula glandular epidérmica; **36b**, glândula sem duto (classe 1); **36c**, glândula com duto, que se abre na superfície do corpo (classe 3). Fonte: Chapman (1998).

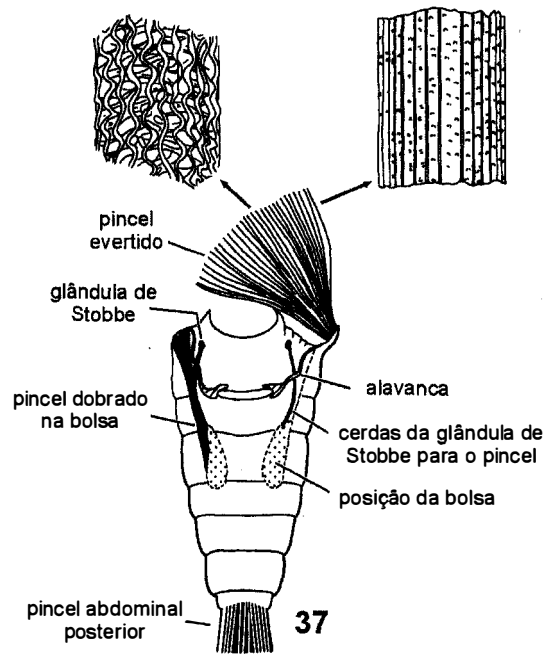


Figura 3.37. Pincéis de feromônio de mariposa macho (*Phlogophora*). O feromônio secretado pela glândula de Stobbe é transferido para o pincel que fica do mesmo lado do corpo, através de cerdas tubulares, com detalhes de uma cerda do pincel: à esquerda, a textura em rede da região distal da cerda, que permite rápida evaporação do feromônio; à direita, parede sólida da região da base da cerda. Fonte: Chapman (1998).

ainda são poucos: (1) em besouros, o feromônio de agregação é produzido por células de origem endodérmica localizadas na região posterior do canal alimentar; (2) em baratas, feromônios de atração sexual são sintetizados pela glândula atrial, no átrio genital; (3) o feromônio de marcação do local de oviposição de *Rhagoletis* Loew (Diptera) é produzido e liberado na região terminal do canal alimentar.

8. Canal alimentar.

É um tubo com ramificações, contínuo da boca ao ânus. Sua extensão varia bastante, podendo ter o mesmo comprimento do corpo ou ser muito mais longo, situação com diversas dobras. As formas menores e mais simples de canal alimentar são encontradas nas larvas de holometábolos, nos Apterygota e nos adultos de Dermaptera e de alguns Orthoptera. O canal alimentar mais longo ocorre nos insetos que se alimentam de substâncias líquidas, como as ninfas de pulgões e larvas de moscas. Nesses casos, ele pode ser várias vezes mais longo que o corpo do indivíduo.

Morfologicamente é dividido em três zonas (Fig. 3.38), de acordo com sua origem embrionária: **região anterior**, de origem ectodérmica, corresponde ao **estomodeo** da larva; **região média**, de origem endodérmica, corresponde ao **mesêntero** da larva; e **região posterior**, também de origem ectodérmica e correspondente ao **proctodeo** da larva. Apesar de ocorrerem variações, no inseto adulto, a região anterior percorre toda a extensão da cabeça e do tórax, sendo que as outras duas, limitam-se ao abdômen.

Em toda sua extensão, o canal alimentar é constituído por um epitélio simples. De acordo com sua origem embrionária, as regiões anterior e posterior são revestidas internamente por uma ***intima* cuticular**, contínua com a cutícula que recobre o corpo. A região média é revestida por uma estrutura laminar, denominada **membrana peritrófica**.

8.1. Região anterior. O epitélio dessa região é bastante simples com células indiferenciadas, o que se explica por não haver, nessa parte do canal alimentar, secreção ou absorção de nutrientes. O revestimento cuticular interno tem diversas texturas e esculturas ao longo do tubo. As variações da *intima*, aliadas a expansões e constrições da luz do tubo, delimitam zonas na região anterior, que compreende: **faringe, esôfago, papo** e **proventrículo**.

A faringe fica no interior da cabeça e é a continuação da cavidade oral. Sua função está ligada à ingestão do alimento e à propulsão do bolo alimentar para trás. Essas funções são desempenhadas graças à presença de músculos que se ligam à parede da faringe e se prendem na região dorsal da cápsula cefálica.

O esôfago é outra forma tubular simples (Fig. 3.39), sem características morfológicas especiais. Tem diâmetro menor que aquele da faringe e serve de ligação entre ela e o papo. Nos adultos dos insetos holometábolos, o esôfago é bastante longo e atravessa todo o tórax, passando entre os feixes da musculatura do voo. A *intima* cuticular tem arquitetura e estruturas especiais que impedem a regurgitação do alimento ingerido. Um exemplo é o esôfago de gafanhotos, que tem espinhos arranjados lado a lado e voltados para trás. Externamente é envolto por uma **bainha muscular**, constituída por feixes musculares longitudinais, apoiados diretamente no epitélio esofageano, e por musculatura circular, que é a camada mais externa.

O papo (Fig. 3.39) é uma expansão das paredes do esôfago e serve como órgão de armazenamento. Sua localização e morfologia podem variar muito entre os insetos e mesmo entre a larva e o adulto de uma mesma espécie, como acontece nos Lepidoptera. Nos Isoptera e nas larvas de alguns Coleoptera, o órgão de armazenamento encontra-se na região posterior do canal alimentar e, em *Rhodnius* Stål, ele está na região média. Essa variação indica a importância da existência de bolsas ao longo do canal alimentar, onde o alimento pode ser estocado. O

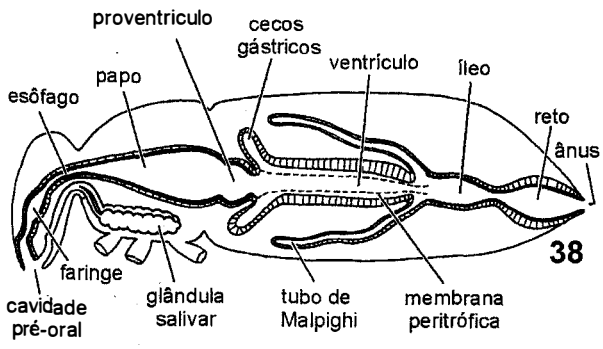


Figura 3.38. Morfologia do canal alimentar de um inseto adulto. A origem ectodérmica das regiões anterior e posterior é evidenciada pela presença da intima quitinosa (linha negra contínua) que reveste a luz dessas regiões. Fonte: Gullan & Cranston (2005).

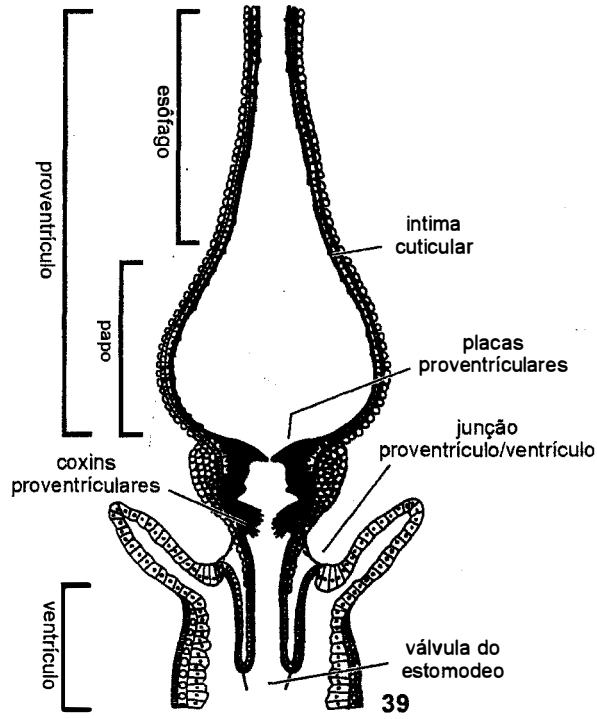


Figura 3.39. Corte longitudinal à transição da região anterior para o ventrículo do canal alimentar de uma barata. Fonte: Snodgrass (1935).

estado de digestão do alimento estocado vai depender da região do canal onde se localiza a bolsa.

A eficiência do papo como órgão de armazenamento depende da possibilidade de suas paredes expandirem-se ou desdobrarem-se, como acontece na barata, e da impermeabilidade do revestimento cuticular a soluções aquosas.

O **proventrículo** (Fig. 3.39) é a parte estruturalmente mais diferenciada da região anterior do canal alimentar. Sua forma mais simples ocorre principalmente em larvas com um estreitamento do estomodeo. Este tubo de diâmetro reduzido invagina-se na porção anterior da região média, formando a **válvula do estomodeo** ou **cardia** (Fig. 3.39). A presença dessa válvula, aliada a uma forte musculatura circular localizada na constrição proventricular, impede o refluxo do bolo alimentar sólido e, ao mesmo tempo, permite o movimento de líquidos em ambas as direções. Em formigas, sua estrutura especial possibilita a separação do alimento parcialmente digerido, que fica alojado na região média, daquele que será usado na trofalaxis, armazenado no papo. Em abelhas, o proventrículo garante a retenção do néctar no papo enquanto o pólen passa para a região média.

O proventrículo de muitos ortopteroides e de alguns Coleoptera constitui-se em um aparelho triturador formado principalmente por cristas ou por dentes cuticulares endurecidos, que quebram o alimento. Na barata, atrás dos dentes, encontram-se seis coxins de cutícula não esclerosada. Os coxins prolongam-se, na forma de dobras, até a válvula do estomodeo.

8.2. Região média. A região média do canal alimentar (Figs. 3.38, 39) é o estômago dos insetos adultos, também denominado **ventrículo**. A transição do proventrículo para o ventrículo é marcada pela dobra externa da válvula do estomodeo.

As células do epitélio da região média são mais altas que aquelas do epitélio da região anterior e sua forma varia de cuboidal a colunar (Fig. 3.40). O revestimento da luz do ventrículo não é uma *intima* cuticular e o arranjo das camadas na bainha muscular externa é invertido em relação àquele da região anterior, ou seja, a musculatura circular é interna e menos desenvolvida que a musculatura longitudinal externa.

Ultraestruturalmente, as células ventriculares exibem características de células ativamente envolvidas em transporte e secreção. O lado basal das células fica voltado para a hemolinfa, da qual é separado pela lâmina basal. A membrana basal da célula é muito invaginada e as invaginações deixam amplas áreas abertas e muitas mitocôndrias são encontradas nessa região basal, indicando transporte ativo. Longas microvilosidades estão presentes no ápice das células e ficam voltadas para a luz do ventrículo. As microvilosidades aumentam consideravelmente a superfície da membrana celular, através da qual a absorção ocorre.

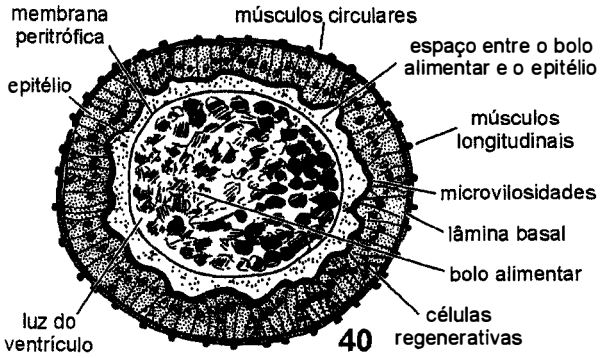


Figura 3.40. Diagrama de um corte transversal ao ventrículo preenchido por alimento. Fonte: Snodgrass (1935).

No citoplasma das células epiteliais, a presença de um grande número de corpos de Golgi e de retículo endoplasmático rugoso, bastante desenvolvido, indica atividade de síntese protéica. De fato, é nessa região que há uma intensa produção e secreção de enzimas digestivas.

A vida média das células principais do ventrículo é bastante curta, sendo as células continuamente substituídas a partir de células regenerativas alojadas na base do epitélio. Essas células agrupam-se, mas em alguns Coleoptera se encontram na extremidade de **criptas**, que formam papilas na superfície basal do canal alimentar.

No primeiro terço do ventrículo, encontram-se, em diversos grupos de insetos, ramificações denominadas **cecos** (Fig. 3.38). Há dois cecos em grilos e em algumas larvas de Diptera, seis em gafanhotos, oito em baratas e larvas de mosquitos, e um número variável em Coleoptera e Heteroptera. Quando em grande número, a posição dos cecos pode variar bastante, mesmo em espécies muito próximas.

As células do epitélio ventricular são protegidas contra desgastes químicos e mecânicos provocados por contatos com o bolo alimentar pela existência da **membrana peritrófica**, que forma um envoltório ao redor do alimento. A membrana peritrófica não está presente nos Hemiptera (Heteroptera) nem nos Lepidoptera adultos e pode faltar também em algumas espécies de outras ordens.

A membrana peritrófica é constituída por várias lâminas de natureza fibrilar. As microfibrilas são, em geral, de quitina e ficam distribuídas irregularmente numa matriz de proteínas e glicoproteínas. Assim, pode-se dizer que a membrana peritrófica é um produto de secreção e não deve ser confundida com a membrana celular, por sua estrutura, nem com a *intima* cuticular, por sua composição química.

A membrana peritrófica é secretada de duas formas bastante diferentes. Nos Dermaptera, moscas e larvas de Diptera, existem um ou mais conjuntos de células dispostos em anéis na região ao redor da válvula do estomodeo. Essas células produzem uma secreção que origina uma lâmina e a membrana peritrófica é estruturada a partir de muitas destas lâminas. Na verdade, cada lâmina não forma um tubo completo e a estrutura é construída a partir de "retalhos" que se juntam para formar o envoltório. O outro processo de formação da membrana peritrófica foi detectado nos Orthoptera, Blattaria, larvas de Hymenoptera e de Lepidoptera, e nos adultos de Nematocera. Nesses grupos, o material das lâminas é produzido por todas as células do epitélio ventricular. Como a atividade das células não é sincrônica ao longo de todo o epitélio, a secreção do material que irá constituir as lâminas ocorre em etapas sucessivas, ou seja, nesse processo também a membrana peritrófica é resultado da fusão de pequenos segmentos de secreção.

A principal função da membrana peritrófica é proteger as células epiteliais, especialmente as microvilosidades, da abrasão que seria inevitável se elas entrassem em contato direto com o bolo alimentar. Além disto, a presença de uma membrana disposta longitudinalmente no ventrículo divide o lúmen em dois espaços, **ecto** e **endoperitrófico**. Essas câmaras são importantes para compartimentalizar as diferentes atividades enzimáticas que ocorrem durante a digestão.

Também é a membrana peritrófica que protege insetos fitófagos dos efeitos potencialmente danosos de algumas substâncias químicas, como o ácido tânico, por exemplo, presentes nas plantas. Igualmente, porque seus poros são suficientemente pequenos, ela retém grande parte de agentes patogênicos. Um exemplo de sua eficiência neste sentido é o que acontece em processos de infecção bacteriana em larvas de abelhas. Larvas dos últimos ínstares já possuem a membrana peritrófica completamente desenvolvida e sobrevivem à infecção, mas as larvas jovens, cujo envoltório ainda não está pronto, são muito suscetíveis à doença.

8.3. Região posterior. Funcionalmente, essa região corresponde ao intestino do inseto e corresponde ao proctodeo da larva. É um tubo simples, de origem ectodérmica, que liga o ventrículo ao ânus. No tubo, podem-se distinguir três zonas: **piloro, íleo** e **reto** (Fig. 3.38). Tal como acontece na região anterior, a transição do ventrículo para região posterior é marcada pela presença de uma válvula, que, neste caso, é a **válvula pilórica**, de onde saem os tubos de Malpighi.

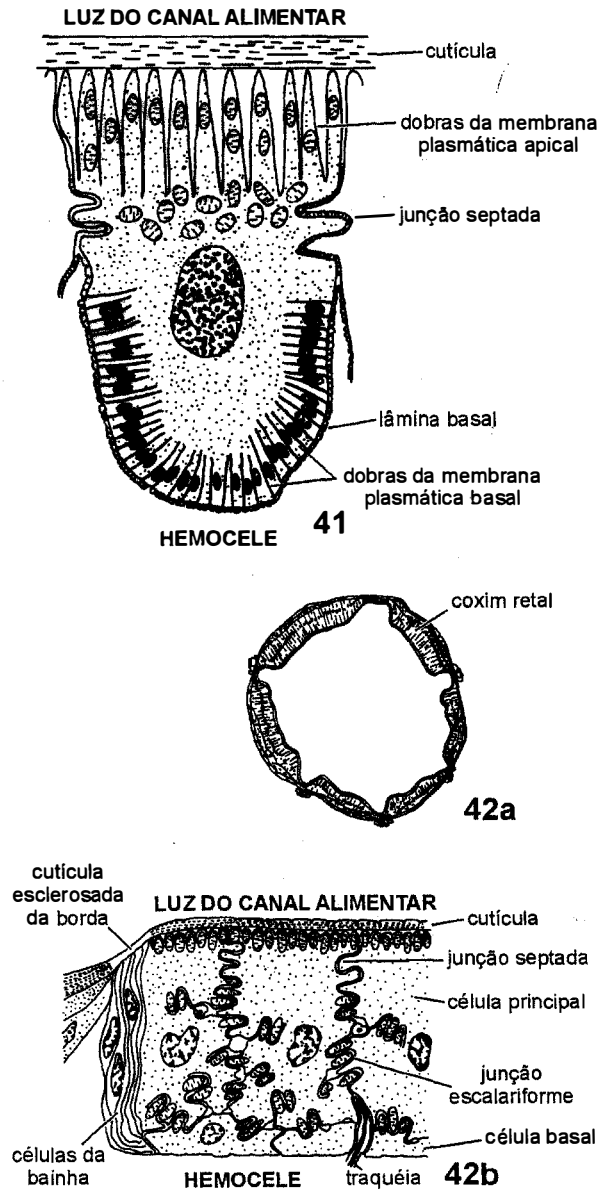
No íleo, ocorre um único tipo de célula (Fig. 3.41), cuja característica principal são as dobras apicais, que contêm numerosas mitocôndrias em seu interior. É no íleo que se alojam simbiontes naquelas espécies que dependem dessa relação, como os cupins e larvas de Scarabaeidae. Nesses casos, formam-se câmaras revestidas com cutícula que possui espinhos, nos quais se ligam os microorganismos. Da mesma forma, é mantida a flora bacteriana no íleo de grilos e baratas.

O reto é um saco de luz expandida, cujas paredes mostram ondulações (Fig. 3.42a) devidas à presença de **coxins retais**. Nos coxins, o epitélio é de células altas, colunares e, fora deles, as células são achatadas, formando um epitélio pavimentoso (Fig. 3.42a,b). A cutícula que reveste os coxins é fina, se comparada àquela que aparece nas demais zonas do reto. De disposição radial, os coxins podem ter a forma de papilas (Diptera) ou serem alongados e estenderem-se longitudinalmente ao longo de todo o reto. A *intima* cuticular é fina e duas vezes mais permeável que aquela que reveste o papo.

É no reto que ocorre a reabsorção de água e de íons inorgânicos, que são retirados do material fecal e transportados para a hemolinfa. A captura de componentes das fezes é ativa, graças à estrutura das células retais, que possuem invaginações apicais curtas, associadas a mitocôndrias, sendo que cada mitocôndria corresponde a uma única invaginação (Fig. 3.42b). Um grande número de ramos traqueais finos invade os espaços intercelulares, garantindo o suprimento de oxigênio, necessário para manter o alto nível metabólico do epitélio transportador. A permeabilidade é restrita pelo tamanho das moléculas. Água e íons, como Na^+, Ca^+, Cl^-, HCO_3^- e mesmo certos aminoácidos, são transportados, mas polissacarídeos, insulina e outras moléculas grandes são retidos e descartados com as fezes.

9. Corpo gorduroso.

É um tecido derivado da mesoderme e que começa a ser formado já no embrião. É constituído por massas celulares mantidas apenas pela junção de suas lâminas basais e por desmossomos. Com isso, a aparência geral é de uma estrutura adiposa, frouxamente agregada, que preenche praticamente todas as cavidades do corpo do inseto e, de forma ainda mais evidente, também o corpo da



Figuras 3.41-42. Região posterior do canal alimentar. **41**, diagrama da ultraestrutura de uma célula do íleo. As várias dobras da membrana celular, tanto na região apical como na basal indicam as funções de troca e de transporte com que a célula está envolvida; **42**, reto de um gafanhoto; **42a**, corte transversal, mostrando seis coxins retais; **42b**, detalhe ultraestrutural de um coxim. Fonte: Chapman (1998).

larva de último ínstar dos holometábolos. Toda a estrutura é atravessada por inúmeros ramos traqueais cujas terminações se bifurcam várias vezes, formando traquéolas, que se espalham entre as células do corpo gorduroso e estabelecem estreitas relações com elas.

A distribuição do corpo gorduroso é constante nos indivíduos da mesma espécie, mas há grandes diferenças entre as diversas ordens. De uma forma geral, distinguem-se áreas preferenciais de ocupação. As células agrupam-se em fitas longas, que ocupam a cavidade ventro-lateral, abaixo do tegumento, formando o **corpo gorduroso periférico**; outros conjuntos de fitas ficam dispostos entre os órgãos e constituem o **corpo gorduroso perivisceral**; em algumas espécies, ocorrem duas fitas longitudinais, na região dorsal, o **corpo gorduroso parietal**. Essa parte do corpo gorduroso pode chegar até a cabeça, onde preenche os espaços laterais, apoiando a faringe e o cérebro.

Durante a vida pós-embrionária, o corpo gorduroso cresce continuamente, tanto por divisão das células, quanto pelo aumento de seu tamanho. Ao longo do desenvolvimento, as células agregam-se densamente e adquirem formas poligonais. O envoltório da massa celular permanece bastante delgado, mesmo na larva de último ínstar, de modo que as células mantêm um contato íntimo com a hemolinfa, o que facilita a troca de metabólitos.

A agregação entre as células do corpo gorduroso perde-se durante a metamorfose. As células desprendem-se umas das outras e, livres da pressão de compactação, tornam-se esféricas, circulando isoladas ou em pequenos grupos pela hemolinfa. À medida que o processo progride, a parede celular quebra-se e o conteúdo dispersa-se, sendo absorvido pelos vários tecidos em formação. O corpo gorduroso do adulto é formado de novo a partir de células mesenquimatosas de tecidos não-diferenciados (nos Diptera) ou, então, a partir de células não-histolisadas do corpo gorduroso perivisceral da larva. Na pupa, essas células dividem-se e crescem, formando o corpo gorduroso do adulto (nos Lepidoptera).

O corpo gorduroso é o centro produtor e armazenador de proteínas, lipídeos e açúcares, constituindo-se no órgão principal do metabolismo intermediário. Tem papel importante em todas as etapas do ciclo de vida do inseto. Durante os estágios imaturos, quando a maioria dos insetos se alimenta intensamente, é no corpo gorduroso que ocorre a transformação dos principais nutrientes em substâncias de reserva. Essas substâncias são disponibilizadas na fase imaginal, em que a ingestão de alimentos é baixa ou nula. Essa etapa é crítica, porque, cedo na vida adulta, tem lugar a maturação dos elementos reprodutivos, etapa que requer modificação e realocação de nutrientes, além da necessidade de compensar as diferenças de ingestão de alimento entre os estágios imaturos e o adulto.

9.1. Tipos de células do corpo gorduroso. O grau de diversidade de células encontradas no corpo gorduroso não é o mesmo para todas as ordens de insetos. O **trofócito** é a forma mais frequentemente encontrada e, em algumas ordens, é o único tipo de célula presente no corpo gorduroso. Além dele, podem ocorrer **urócitos, células de hemoglobina, micetócitos** e **enócitos**.

Trofócitos (Fig. 3.43). O citoplasma do trofócito maduro é rico em organelas, principalmente mitocôndrias e retículo endoplasmático rugoso. A membrana plasmática invagina-se profusamente, numa série de dobras interligadas, que formam o **sistema reticular da membrana celular**. Esse sistema dispõe-se ao longo de toda a periferia do trofócito e é responsável pela grande ampliação da superfície da célula em contato com a hemolinfa.

Os trofócitos de insetos adultos contêm gotículas de lipídeos, grânulos de glicogênio e de proteínas. Se, durante a metamorfose, os componentes celulares envolvidos com a síntese protéica regridem, na fêmea adulta, eles são restabelecidos, o que indica sua participação na síntese de vitelogeninas. No macho, os trofócitos não se desenvolvem mais.

Urócitos. Os urócitos ou células de urato são particularmente numerosos nos Collembola, mas também ocorrem em todos os Archaeognatha, Zygentoma, nos Blattaria, em larvas de Hymenoptera, em larvas e pupas de Lepidoptera e em larvas de mosquitos. Os urócitos recebem esse nome porque contêm grandes formações de cristaloides de ácido úrico no citoplasma, com as exceções de Diptera e Lepidoptera, em que os cristais formam grânulos pequenos. Acredita-se que essa forma de acumulação seja um modo de armazenar produtos potencialmente tóxicos resultantes do metabolismo de compostos nitrogenados. É interessante notar que os grandes cristais de urato estão presentes nas ordens em que as larvas e pupas se desenvolvem em pupários, casulos ou em áreas restritas, como vespas e abelhas. Nessas condições, em que é bastante difícil a dispersão de componentes nocivos, o ácido úrico é acumulado na forma de cristais, que são transferidos para o reto para serem excretados no **mecônio** (material fecal que se acumula durante a fase pupal e é eliminado na emergência da imago). A ocorrência de urócitos em Collembola explica-se pela ausência de tubos de Malpighi na ordem. Nos Blattaria, os urócitos representam uma forma de armazenamento de nitrogênio, posteriormente reciclado na síntese de outras substâncias necessárias ao organismo.

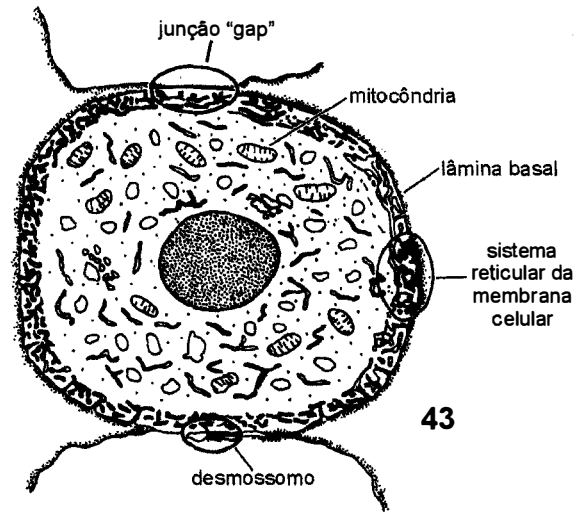


Figura 3.43. Diagrama da ultraestrutura de um trofócito. Fonte: Chapman (1998).

Células de hemoglobina. Essas células aparecem somente em larvas de alguns Diptera, mais particularmente nas espécies de *Anisops* Spindola, *Buenoa* Kirkaldy e *Gasterophilus* Leach. São células grandes, de até 400 μm, permeadas por traqueias. Essas células sintetizam hemoglobina e estão sempre associadas ao sistema respiratório.

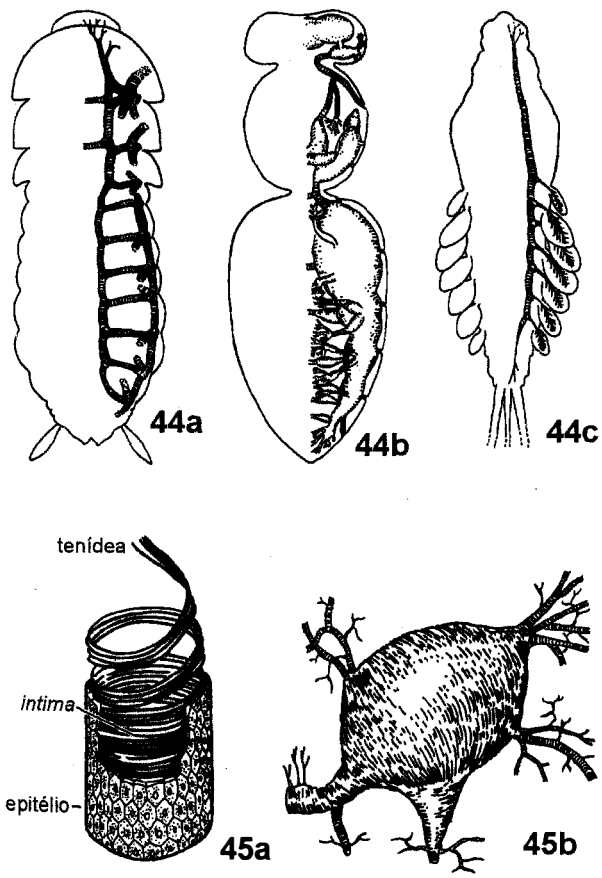
Outros tipos de células. Os micetócitos são células que abrigam microorganismos e se encontram dispersas no corpo gorduroso de Hemiptera e Blattaria. Em algumas espécies, os enócitos, células de origem ectodérmica que com frequência ficam aderidas ao epitélio tegumentar ou soltas na hemolinfa, passam a integrar as fitas do corpo gorduroso. Ainda não está claro se os enócitos têm função equivalente nas três situações.

10. Sistema traqueal.

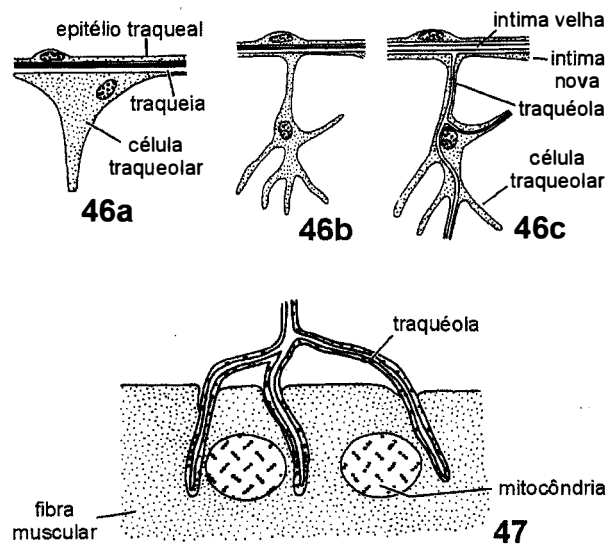
Na grande maioria dos insetos, as trocas gasosas dão-se através do sistema traqueal, um conjunto de tubos internos que se ramificam intensamente (Fig. 3.44a-c). A cada ramificação, o diâmetro dos tubos diminui, sendo que os ramos mais finos chegam ao interior das células. Com isso, o sistema é responsável pelo transporte e troca de gases em todas as regiões do corpo e a hemolinfa não tem papel na respiração. O sistema traqueal comunica-se com o meio externo através de orifícios especiais localizados na parede dos segmentos do corpo, os **espiráculos**.

Os ramos do sistema traqueal que têm maior diâmetro são as **traqueias**. Elas são formadas por invaginações da ectoderme e, portanto, sua luz é revestida por uma *intima* cuticular, contínua com a cutícula do corpo. A *intima* estende-se ao longo de todo o sistema traqueal e, além da proteção às células do epitélio traqueal, forma espessamentos helicoidais de quitina endurecida, denominados **tenídeas** (Fig. 3.45a-b), que evitam o colapso das paredes traqueais. Durante os episódios de muda, todo o revestimento cuticular é substituído, com exceção apenas dos ramos terminais mais delgados. Em diversos locais do corpo do inseto adulto, as paredes das traqueias dos grandes ramos podem expandir-se e formar **sacos aéreos** (Fig. 3.45b). Esses sacos têm parede bastante delgada e, neles, as tenídeas estão ausentes ou são pouco numerosas, tendo disposição mais irregular do que aquela observada nas traqueias. Com isso, o volume dos sacos aéreos muda em resposta às variações de pressão que ocorrem durante os movimentos respiratórios, proporcionando uma ventilação mais eficiente a todo o sistema traqueal.

Traquéolas caracterizam-se por não possuir tenídeas. Elas são ramos de 1 μm de diâmetro no ponto em que se juntam com as traqueias. A partir desse ponto, elas vão se adelgaçando e seu diâmetro chega a 0,1 μm ou menos. Uma traquéola forma-se no interior de uma **célula traqueolar** (Fig. 3.46a,b), que é derivada das células epidérmicas que revestem



Figuras 3.44-45. Sistema traqueal. **44**, distribuição do sistema traqueal em diferentes táxons. **44a**, barata, mostrando traqueias sem ramificações e espiráculos; **44b**, abelha, com sacos aéreos e traqueias muito ramificadas; **44c**, larva de Ephemeroptera, com um sistema traqueal fechado e brânquias abdominais; **45**, traqueias. **45a**, estrutura de um tubo traqueal; **45b**, um exemplo de saco aéreo. Fonte:. 44, Gullan & Cranston (2005); 45, Snodgrass (1935).



Figuras 3.46-47. Sistema traqueal. **46**, desenvolvimento de uma traquéola; **46a**, célula traqueolar desenvolvendo-se a partir do epitélio traqueal; **46b**, o citoplasma da traquéola em formação ramifica-se extensamente, formando projeções; **46c**, a traquéola formada no interior da célula liga-se à traqueia pré-existente e, após a muda, a luz de ambas torna-se contínua; **47**, diagrama das endentações de traquéolas no interior de uma fibra muscular. A membrana celular da traquéola permanece íntegra e não há continuidade com o citoplasma do músculo. O oxigênio difunde-se da luz da traquéola para seu citoplasma através da cutícula e chega à mitocôndria da fibra muscular. Fonte: Chapman (1998).

externamente as traqueias. Ainda não está claro se a traquéola é realmente uma estrutura intracelular ou se ela é formada a partir de uma dobra da membrana da célula traqueolar, que se aprofunda no citoplasma, causando a impressão de ser intracelular. A traquéola recém-formada pode bifurcar-se ou enrolar-se no interior da célula traqueolar (Fig. 3.46c), mas não há continuidade de sua luz com aquela do ramo traqueal. A comunicação somente irá estabelecer-se no momento da muda. A traquéola distende-se no interior da célula traqueolar e alonga-se muito, afastando-se do seu ponto de origem. Isso causa um estiramento da célula traqueolar, que se torna muito pouco perceptível ao redor da traquéola.

Traquéolas estão presentes em todos os tecidos do corpo e penetram em algumas células, principalmente nas fibras musculares, nas quais elas provocam uma endentação da membrana celular (Fig. 3.47). Aparentemente elas não se tornam intracelulares, porque nunca foi observado o desaparecimento da membrana da célula muscular ou daquela da célula traqueolar.

Os orifícios da parede do corpo, onde se abrem os principais troncos traqueais, são os espiráculos, como já foi visto. Na sua forma mais simples, eles são apenas aberturas do integumento, que se invagina no interior das traqueias (Fig. 3.48a). Esse tipo de espiráculo representa a abertura primitiva da invaginação traqueal e ocorre nos Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha e Zygentoma; entre os Pterygota, aparece apenas no tórax dos Plecoptera.

Espiráculos simples não permitem controle algum sobre a abertura traqueal e sua ocorrência é bastante restrita nas diferentes ordens. A presença de uma câmara, o **átrio espiracular**, na base da qual se encontra a abertura traqueal (Fig. 3.48b), é mais comum. Aqui, a abertura do átrio encontra-se num pequeno esclerito espiracular, o **peritrema**, que sustenta toda a estrutura. Também as paredes do átrio são revestidas por cerdas ou outras estruturas cuticulares, filtros eficientes, que evitam a entrada de partículas no sistema traqueal.

Alguns espiráculos são dotados de um mecanismo que controla a passagem de ar, para dentro e para fora do corpo. Esse mecanismo é o **sistema de fechamento**, com estrutura bastante variável nas diferentes ordens e, às vezes, no mesmo indivíduo, sendo frequentes grandes diferenças entre os espiráculos torácicos e abdominais. De um modo geral, as muitas formas podem ser consideradas variações de dois tipos básicos. Em um deles, um mecanismo permite o controle da **abertura atrial** (Fig. 3.48c). No outro, a presença de uma válvula permite o controle da abertura traqueal no interior do átrio (Fig. 3.48d).

A presença do átrio e das diferentes estruturas de proteção da abertura do sistema traqueal constituem-se em mecanismos eficientes para evitar a perda d'água na maior parte dos insetos terrestres. Nesses insetos, frequentemente o fechamento do sistema é ainda auxiliado pela presença de músculos, cuja ação é otimizada por sua associação com componentes elásticos.

10.1. Distribuição do sistema traqueal. Com exceção de alguns Collembola, todos os insetos possuem um sistema traqueal. Os colêmbolos com sistema traqueal são principalmente os Symphypleona. Nesses, diferentemente dos demais insetos que possuem espiráculos nos segmentos torácicos e abdominais, o único par de espiráculos encontra-se na cérvix. De cada um desses espiráculos, parte um grande conjunto de traqueias e o par de ramificações permanece separado ao longo do corpo. Nos demais insetos, no entanto, os ramos traqueais de espiráculos vizinhos e opostos unem-se, formando **troncos longitudinais** e **comissuras transversais** (Figs. 3.49a,b). Especialmente nas larvas e no abdômen de adultos, o arranjo das traqueias segue um padrão semelhante em todos os segmentos (Figs. 3.49a,b).

Na cabeça e no tórax dos adultos, há modificações do padrão por conta da ausência de espiráculos na cabeça e da grande necessidade de ventilação no tórax, como é o caso dos insetos voadores. A cabeça recebe ar proveniente do par de espiráculos protorácicos. Além dos troncos laterais, chegam também à cabeça um ramo dorsal, que se dirige ao cérebro, olhos e antenas, e um ramo ventral, que chega às peças bucais e sua musculatura.

A distribuição de traqueias no tórax é bastante complexa e difere muito de uma ordem para outra. De uma forma geral, dos espiráculos partem grandes ramos, profusamente ramificados e é frequente a ocorrência de sacos aéreos nas espécies voadoras. No entanto, a grande demanda de oxigênio nos músculos do voo não deve causar privação do suprimento a outros tecidos. Uma distribuição adequada para todas as estruturas do corpo durante o voo é garantida pela existência de mecanismos de isolamento do tórax. Eles consistem na separação funcional entre os ramos traqueais bilaterais. Além disso, alguns ramos traqueais transversais que conectam os grandes troncos longitudinais que se dirigem à cabeça são bloqueados por tampões de tecido traqueal degenerado. Esses bloqueios asseguram suprimento de ar direto ao cérebro e aos órgãos dos sentidos.

A distribuição e abundância das traqueias refletem a necessidade de oxigênio de um tecido e, assim, traquéolas são mais

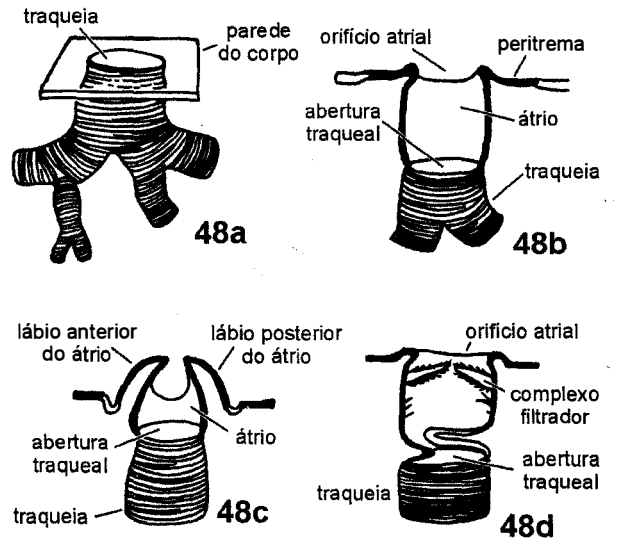


Figura 3.48a-d. Espiráculos e sistemas de fechamento; **48a**, espiráculo simples sem átrio; **48b**, espiráculo atriado; **48c**, espiráculo atriado com sistema de fechamento; **48d**, espiráculo atriado com válvula no sistema de fechamento. Fonte: Snodgrass (1935).

abundantes nos locais onde existe maior atividade metabólica. Elas ocorrem em grande número nos músculos do voo, sistema nervoso central, corpo gorduroso e ovários. Nos ovários, as traqueias ramificam-se intensamente e distribuem-se por todas as camadas de tecidos. Além dessas, os ovócitos, em fase final de maturação, possuem suprimento individual de traquéolas.

11. Sistema circulatório

Os insetos possuem sistema circulatório aberto, cujo único órgão é o **vaso dorsal**. O sangue, que não tem função respiratória, é denominado **hemolinfa** e ocupa todos os espaços da cavidade geral do corpo, a **hemocele**. A presença de dois **diafragmas**, **dorsal** e **ventral**, divide a hemocele em três cavidades: dorsal, o **seio pericárdico**; ventral, o **seio perineural**; e central, o **seio perivisceral** (Fig. 3.50).

11.1. Vaso dorsal. Quando completamente formado, o vaso dorsal estende-se da região posterior do abdômen até a cabeça, onde passa por baixo do cérebro e abre-se acima do esôfago. É diferenciado numa **aorta** anterior, um tubo contínuo e uma porção posterior mais expandida, o **coração** (Fig. 3.51).

A aorta é a parte mais delgada do vaso dorsal, um tubo simples e estendido linearmente, mas em alguns insetos, Odonata, Orthoptera, Coleoptera e Lepidoptera pode ter dobras e alças, como nas abelhas. Na cabeça, onde termina numa abertura simples, liga-se a vários tecidos cefálicos através de fibras filamentosas de origem mesodérmica.

O coração localiza-se no abdômen, mas em alguns casos pode chegar até o tórax com o correspondente encurtamento da aorta. Em Blattaria, o coração chega até o protórax. O coração é a parte pulsátil do vaso dorsal e sua morfologia demonstra isso. As paredes são marcadas por dilatações aproximadamente simétricas e segmentares (Fig. 3.52), conhecidas como **câmaras**. Histologicamente, a parede é composta por uma ou duas camadas de células musculares, em arranjo circular ou espiral. Quanto às câmaras, cada uma delas possui nas suas parede laterais, um par de fendas verticais, os **ostíolos incurrentes**, sendo que em Archaeognatha, Zygentoma, Orthoptera, Plecoptera e Embioptera ocorrem também **ostíolos excurrentes**, estes na região ventro-lateral.

O número máximo de ostíolos incurrentes é de 12 pares, sendo nove abdominais e três torácicos. Orthoptera e Blattaria possuem o número máximo. O número mínimo, dois ou três pares, ocorre nos Phthiraptera e Heteroptera, em que o coração se restringe aos segmentos distais do abdômen. As bordas do ostíolo incurrente ficam voltadas para o interior do coração e ali formam uma válvula, que permite a entrada do sangue no coração durante a diástole, mas impede sua saída na sístole (Fig. 3.53).

Ostíolos excurrentes ocorrem em número bastante variável e existem ostíolos no tórax e no abdômen nas espécies em que o coração chega ao tórax. Sua abertura é rodeada por uma papila situada no lado externo do coração. Na sístole, a papila abre-se e a hemolinfa é impulsionada para fora e, na diástole, ela se contrai, impedindo a entrada. A importância da função desses ostíolos pode ser exemplificada com o que ocorre nos Phasmatodea. Neles, os ostíolos abrem-se no seio pericárdico, que canaliza a hemolinfa descarregada do coração para as regiões laterais antes que ela seja despejada na cavidade geral do corpo.

O vaso dorsal tem origem a partir da mesoderme do embrião e suas paredes, tanto à altura da aorta, como àquela do coração, são constituídas por fibras musculares estriadas. As válvulas e papilas dos ostíolos são também musculares, daí sua contratilidade.

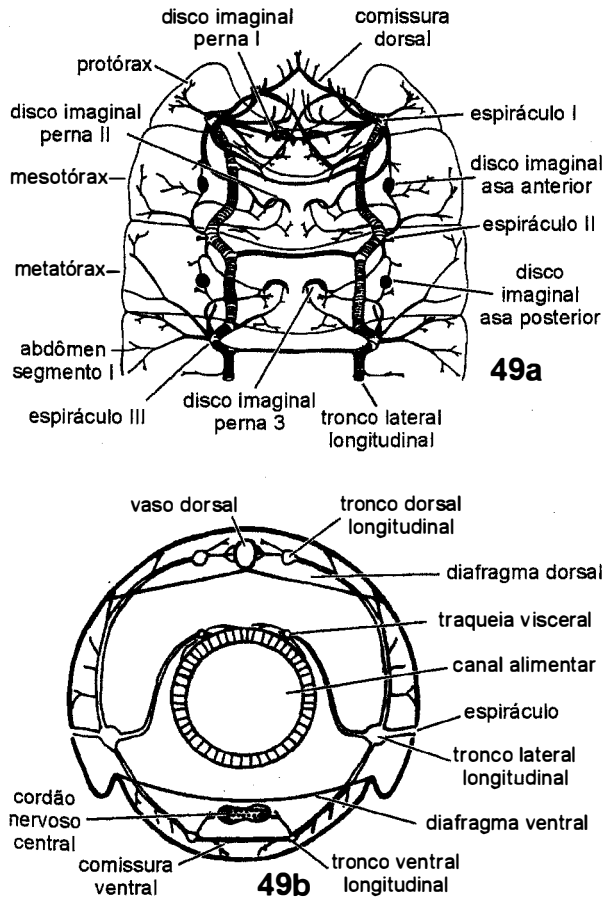


Figura 3.49. Sistema traqueal. **49a**, distribuição do sistema traqueal no tórax e segmento abdominal I de uma larva de lepidóptero; **49b**, corte transversal ao abdômen de um ortóptero, mostrando a distribuição dos principais ramos traqueais. Fonte: Chapman (1998).

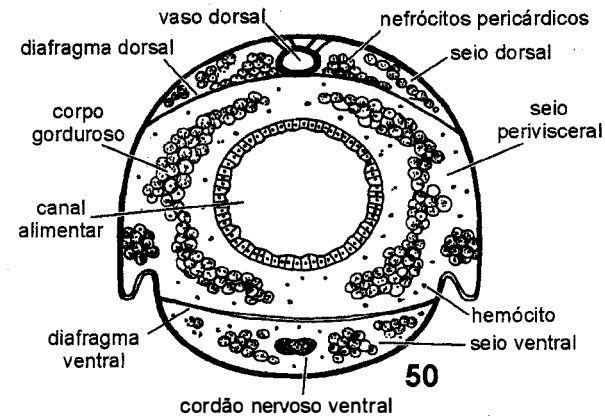


Figura 3.50. Corte transversal ao tórax, mostrando as principais subdivisões da cavidade do corpo, que formam câmaras de circulação da hemolinfa. Fonte: Snodgrass (1935).

11.2. Diafragma dorsal e musculatura alariforme. O diafragma dorsal é composto por duas lâminas delicadas de tecido conjuntivo fenestrado. Ele fecha incompletamente o seio pericárdico, deixando frestas laterais que estabelecem uma fenda contínua até o seio perivisceral, que fica abaixo dele (Fig. 3.54).

Os músculos do diafragma dorsal são usualmente chamados músculos alariformes ou "alares" do coração, por conta da disposição em leque de suas fibras, que se abrem a partir de pontos de origem, muito próximos entre si, nas placas tergais até suas inserções, bastante espaçadas, no coração (Fig. 3.52). Os músculos alariformes são músculos viscerais (lisos) e, pelo menos nos ortopteroides, apenas as partes dos músculos próximas à inserção são contráteis. O resto contém feixes ramificados e anastomosados de tecido conjuntivo.

11.3. Diafragma ventral. O diafragma ventral é uma estrutura constante na anatomia dos insetos. Ocorre em Odonata, Blattaria, Orthoptera, Neuroptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Mecoptera e Diptera mais basais. Quando presente, está restrito aos segmentos abdominais e apenas em alguns Orthoptera e Hymenoptera chega até o tórax. Consiste em um septo horizontal disposto acima do cordão nervoso ventral (Fig. 3.50), isolando o seio perineural do seio perivisceral principal. Sua estrutura varia de acordo com a região do corpo. No tórax dos gafanhotos, é uma membrana conjuntiva delicada e as fibras musculares são poucas ou estão ausentes, mas, no abdômen, ele se torna uma parede muscular espessa.

11.4. Órgãos pulsáteis. Estruturas musculares pulsáteis estão presentes no tórax, principalmente dos insetos alados. Elas atuam como órgãos acessórios em locais onde não existem vesículas ou ampolas aórticas. Sua função é impulsionar o sangue e assegurar sua circulação nas pernas, asas e antenas (Fig. 3.55).

Nas pernas da maioria dos insetos, há uma divisão interna no sentido longitudinal, que estabelece dois compartimentos. Esse septo permite que cada perna tenha fluxo de hemolinfa em sentidos opostos (Fig. 3.55). O septo é muscular e, quando se contrai, comprime um dos compartimentos, sendo o sangue, em consequência, empurrado para o tórax. Ao mesmo tempo, o compartimento do outro lado expande-se, fazendo com que novo volume de hemolinfa entre na perna.

Todos os demais apêndices longos, como palpos e cercos, são irrigados. Possuem vasos não-contráteis ou órgãos pulsáteis que garantem a manutenção do fluxo hemolinfático. As fibras musculares desses órgãos pulsáteis têm as características dos músculos de contração lenta.

11.5. Circulação. Na situação mais comum, a pulsação do coração impulsiona a hemolinfa da região terminal do abdômen em direção à cabeça. No entanto, pode haver reversão do sentido e, em alguns insetos, foi verificado um ciclo em que se alternam as fases de pulsação para frente e para trás.

Durante a circulação normal, o sangue no seio pericárdico entra no coração através dos ostíolos, com uma consequente expansão das câmaras cardíacas. Com a propagação da onda sistólica para frente, o sangue chega à

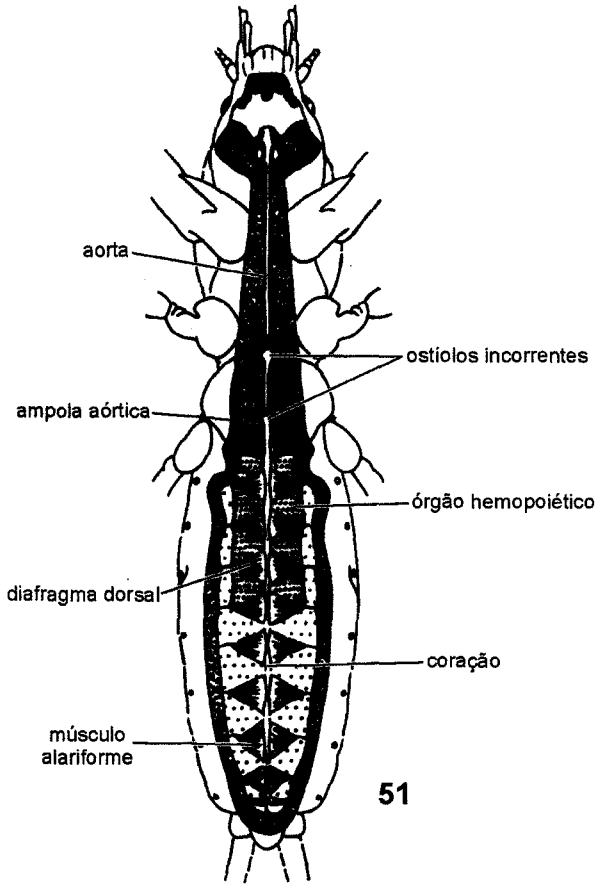


Figura 3.51. Localização do vaso dorsal e distribuição dos órgãos hemopoiéticos em um grilo (o diafragma dorsal, contínuo sob o vaso dorsal, foi parcialmente removido para mostrar o vaso dorsal). Fonte: Chapman (1998).

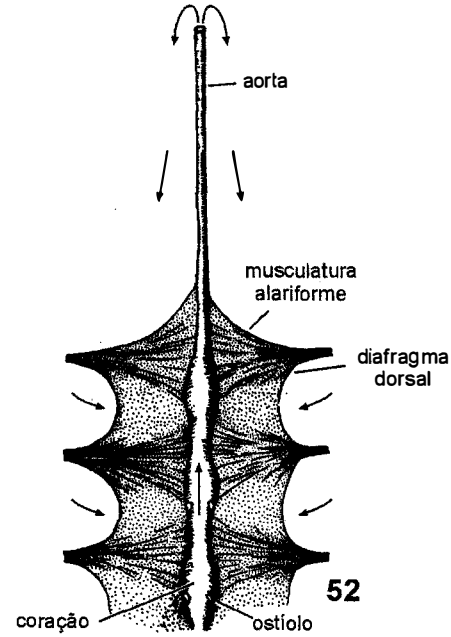


Figura 3.52. Diagrama da aorta e de três câmaras do coração, com a parte correspondente do diafragma dorsal. As setas indicam o sentido da circulação da hemolinfa. Fonte: Snodgrass (1935).

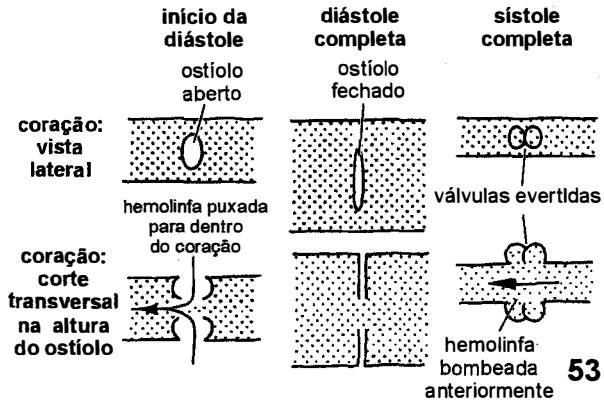
cabeça pela abertura aórtica. A força do sangue que sai da aorta força a circulação para trás no seio perivisceral. Esse movimento é auxiliado pelos movimentos do diafragma dorsal e pela diástole, que provoca a volta do sangue ao vaso dorsal pelos ostíolos incurrentes (Fig. 3.55).

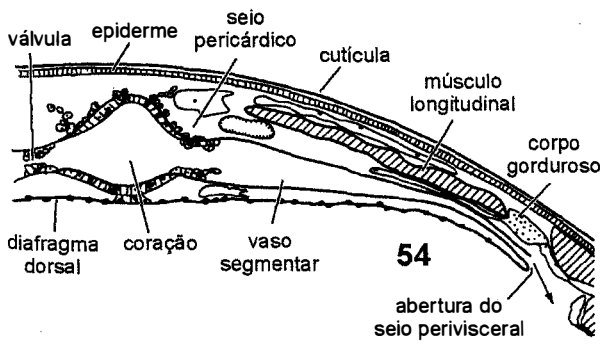
11.6. Hemolinfa. A hemolinfa, tal como o sangue de outros animais, consiste em **plasma** fluido em que as células do sangue, os **hemócitos**, estão em suspensão. O plasma contém muitas substâncias, sendo que de 20 a 25% da água total do corpo encontra-se na hemolinfa e, em algumas larvas, chega a 50%. Essa proporção muito alta em larvas explica-se por sua importância na manutenção da pressão hidrostática do corpo. A proporção varia bastante ao longo da vida pós-embrionária e mesmo num único ínstar larval, porque o volume da hemolinfa aumenta significativamente antes de cada muda.

Além da água, no plasma encontram-se proteínas, lipídeos, muitos aminoácidos livres e uma alta concentração de íons inorgânicos, como Cl^-, Na^+, K^+ e Mg^+. Esses componentes aparecem em proporções diferentes em insetos distintos nas diferentes fases do ciclo de vida. A presença dessas substâncias contribui para a manutenção do pH e da pressão osmótica do plasma.

Hemócitos. Têm origem mesodérmica e, como a hemolinfa, não têm função relacionada a processos respiratórios de trocas gasosas. O número de células presentes na hemolinfa é diretamente proporcional ao tamanho do inseto. Um mosquito adulto, por exemplo, tem menos de 10 mil hemócitos, enquanto que a barata adulta tem mais de nove milhões. O número de células aumenta durante o desenvolvimento larval. Um tecido hemocitopoiético, presente nas principais ordens, origina as células, que caem diretamente na circulação. Esse tecido está associado, mas não ligado, ao coração e ocorre nos hemimetábolos e nas larvas de holometábolos.

Quanto à forma e função, os hemócitos são agrupados em seis tipos: **pró-hemócitos, plasmatócitos, granulócitos, esferulócitos, enocitoides** e **adipo-hemócitos**. Os pró-hemócitos ocorrem em número muito pequeno e dão origem à maior parte dos demais tipos de hemócitos. Os plasmatócitos, por outro lado, são muito abundantes (acima de 30% da contagem total de células sanguíneas) e estão envolvidos com fagocitose e encapsulação de microorganismos invasores. Os granulócitos também ocorrem em grande número (mais de 30% dos hemócitos são granulócitos) e estão igualmente vinculados à defesa contra microorganismos. Imagina-se que os granulócitos sejam derivados dos plasmatócitos, porque tipos intermediários de células já foram identificados. Esferulócitos não são muito frequentes, mas ocorrem na maioria das espécies. Sua função é desconhecida e caracterizam-se pela presença de esferas refringentes distribuídas no citoplasma. Enocitoides são os maiores hemócitos e ocorrem principalmente nos Lepidoptera. Também não se sabe qual é sua função. Adipo-hemócitos contêm gotículas lipídicas no citoplasma e deles se sabe apenas que estão envolvidos com a síntese de proteínas hemolinfáticas.





Figuras 3.53-54. Ostíolos e vaso segmentar. **53**, funcionamento dos ostíolos incurrentes na larva de *Chaoborus* (Diptera); **54**, diagrama de um corte transversal ao seio pericárdico, mostrando um vaso segmentar que sai do coração e libera a hemolinfa na região lateral do corpo, entre as massas de corpo gorduroso. A seta indica o sentido da circulação. Fonte: Chapman (1998).

12. Sistema excretor e regulação do meio interno.

O volume dos líquidos e a presença de substâncias em solução, como nutrientes, metabólitos, sais, proteínas, excretas, variam ciclicamente na hemolinfa, de acordo com a intensidade da atividade locomotora, da ingestão de alimentos, do estágio reprodutivo e assim por diante. O sistema excretor contribui para o equilíbrio do ambiente interno durante essas modificações diárias e também elimina produtos nitrogenados tóxicos resultantes do metabolismo de proteínas ou neutraliza componentes, igualmente tóxicos, provenientes do alimento. Esses produtos são excretados ou armazenados após a transformação química. A transformação de certas moléculas muito grandes ou muito tóxicas pode necessitar a colaboração de outros tecidos ou órgãos do corpo,

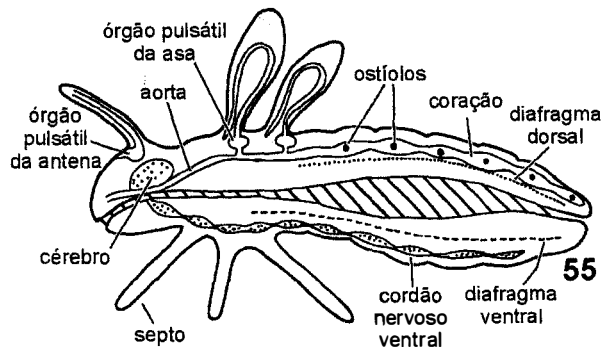


Figura 3.55. Circulação da hemolinfa em um inseto adulto. As setas indicam a direção da circulação. Fonte: Chapman (1998).

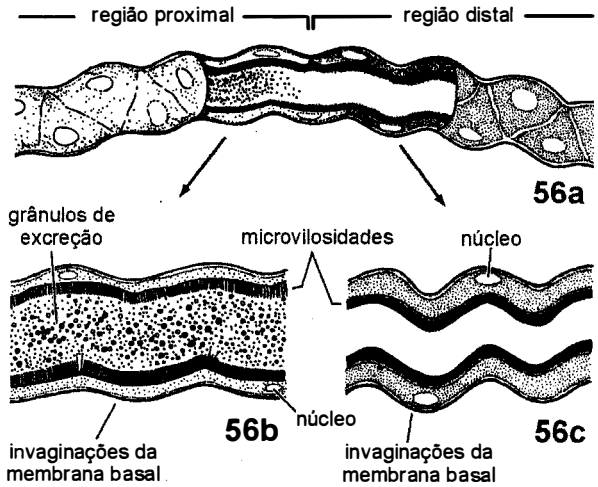
que auxiliam em sua metabolização em formas mais facilmente excretadas ou menos tóxicas.

Os componentes principais do sistema excretor são os **tubos de Malpighi**, o intestino (especialmente o **reto**) e os **nefrócitos**.

12.1. Tubos de Malpighi. São órgãos longos, finos, de fundo cego, cujas extremidades ficam soltas na cavidade do corpo. Aparecem na junção do ventrículo com a região posterior do canal alimentar e tem alguns componentes de origem ectodérmica e outros de origem mesodérmica. Com exceção de afídeos e Collembola, os tubos de Malpighi estão presentes em todos os insetos, sendo que em Protura, Diplura e Strepsiptera são reduzidos a apenas uma papila. Seu número é muito variável, de um nesses grupos, dois em coccídeos a cerca de 250 em Orthoptera.

Histologicamente, são constituídos por um epitélio monoestratificado, limitado externamente apenas por uma delgada lâmina basal (Fig. 3.56a). As células epiteliais têm grande número de longas microvilosidades apicais, que ficam voltadas para o lúmen do tubo e não são recobertas por uma *intima* (Fig. 3.56b,c). A membrana basal é profusamente invaginada. Tanto as microvilosidades como as invaginações basais são associadas a muitas mitocôndrias, o que é um índice da grande atividade metabólica e transportadora do epitélio produtor de urina primária.

Os tubos de Malpighi de alguns insetos são divididos em duas ou três regiões anatomicamente distintas e a passagem de uma para outra é abrupta (Fig. 3.56a). Em Diptera e Hemiptera, essas regiões têm funções diferentes, sendo a região proximal envolvida com reabsorção e a distal, com secreção. Em Coleoptera, diversos Hymenoptera e quase todos os Lepidoptera, a extremidade distal dos tubos fica firmemente aderida ao reto, numa condição denominada **criptonefrídica**, que garante uma eficiente reabsorção da água remanescente nas fezes. A associação com as paredes do reto é garantida por lâminas circulares de tecido conjuntivo.



Figuras 3.56a-c. Estrutura de um tubo de Malpighi. **56a**, zona de junção das duas regiões, em corte longitudinal; **56b**, detalhe da região proximal, com esférulas de cristais na luz. **56c**, detalhe da região distal, com grânulos de excreção concentrados no citoplasma das células. Fonte: 56a, Snodgrass (1935); 56b-c, Imms (1964).

Na superfície externa dos tubos, ocorrem numerosos ramos traqueais finos. Além de traqueias, em muitas ordens, também na superfície externa aparecem feixes de fibras musculares, que permitem que os tubos se movimentem na cavidade do corpo. Aparentemente, os músculos produzem movimentos dos líquidos no interior do tubo e colaboram com a manutenção do gradiente de concentração ao longo dele. Além do mais, com esse movimento, o tubo entra em contato com porções diferentes da hemolinfa, que ainda não tiveram componentes absorvidos. Alguns insetos — entre eles espécies de *Rhodnius*, os Diptera e os Lepidoptera — têm outras estratégias de manutenção de gradientes e não possuem músculos nos tubos de Malpighi.

Em alguns Neuroptera, Hymenoptera e Diptera, os tubos de Malpighi produzem seda que é usada durante o último ínstar larval ou na empupação. Essa seda é empregada na produção do pupário ou do casulo e é eliminada pelo ânus na forma de fios. O pupário de ciarídeos é endurecido pela deposição de sais provenientes dos tubos de Malpighi, excretados via ânus.

12.2. Intestino. A estrutura e função dessa região — particularmente do reto, onde ocorrem modificações na composição e concentração da urina — são muito variáveis entre os insetos e sua estrutura depende do hábitat e do hábito de vida. Em insetos terrestres, a reabsorção de fluidos no reto é facilitada pela presença de invaginações da membrana basal. Nos insetos que se alimentam de matéria líquida, em que a conservação de água não é tão importante, os coxins retais estão ausentes.

Os insetos aquáticos têm adaptações estruturais diferentes no reto, dependendo se vivem na água doce ou na salgada. A razão das diferenças é que, enquanto os insetos de água doce tendem a perder íons para o ambiente, aqueles de água salgada tendem a ganhá-los. Em ambas as situações, há variações grandes na concentração iônica da hemolinfa que precisam ser compensadas, além daquelas devidas ao metabolismo do próprio indivíduo. A compensação é feita por modificações da composição da urina à medida que ela atravessa o íleo e o reto, através do transporte ativo de íons para dentro ou para fora do intestino.

Todos os insetos aquáticos, de água doce ou salgada, possuem conjuntos pequenos ou grandes de células, ou mesmo células isoladas, responsáveis pela captura ou secreção iônica. Essas células podem estar no epitélio tegumentar ou no intestinal, e são conhecidas como **células de cloreto**, mesmo que transportem outros íons além do cloreto. A membrana dessas células invagina-se muito e as invaginações ficam associadas a numerosas mitocôndrias. As células ficam recobertas por cutícula delgada, frequentemente perfurada. Em larvas de Ephemeroptera e de Plecoptera, e em larva e adultos de Heteroptera, células de cloreto isoladas estão dispersas por toda a superfície do corpo. Em outros insetos aquáticos, elas formam grupos anatomicamente discretos.

12.3. Nefrócitos. São células que se espalham pela hemocele e cuja função é capturar substâncias de peso molecular alto, as

quais as células do tubo de Malpighi não conseguem absorver. Têm origem mesodérmica e são capazes de retirar coloides e diversas proteínas da hemolinfa, mas não microorganismos. Os nefrócitos podem ficar isolados ou agrupar-se em locais determinados do corpo. Em larvas de Odonata, eles são isolados, mas nas de Lepidoptera formam lâminas, com uma única camada de células localizadas nas laterais da hemocele. Nesse caso, as lâminas estão associadas ao corpo gorduroso e estendem-se ao longo do tórax e do abdômen. Nas larvas de Diptera, os nefrócitos dispõem-se junto à parede do vaso dorsal e são denominados **células pericárdicas**. Em larvas de alguns gêneros, as células pericárdicas agrupam-se, formando uma cadeia de **"células da guirlanda"** entre as glândulas salivares.

As invaginações da membrana do nefrócito formam um labirinto cujas dobras são mantidas próximas entre si por desmossomos. As células são envoltas e agrupadas pela lâmina basal. E são as junções terminais de membrana e a lâmina basal que limitam o tamanho das moléculas que penetram o labirinto de invaginações da membrana basal. As moléculas são absorvidas por pinocitose e algumas são degradadas e devolvidas à hemolinfa. Os nefrócitos também têm função secretora e são vinculados a mecanismos de resistência a doenças.

13. Sistema reprodutor

Os órgãos pertencentes ao sistema reprodutor diferem de todos os demais porque sua função não está ligada diretamente com a fisiologia do indivíduo do qual eles são parte, mas à produção da nova geração. Por outro lado, muitas funções do organismo estão voltadas também aos processos reprodutivos.

A estrutura do sistema reprodutor mostra uma grande variação nos diferentes insetos. Os órgãos em machos e fêmeas são muito semelhantes no embrião, diferenciando-se progressivamente ao longo do desenvolvimento pós-embrionário. Nas ordens mais basais, as semelhanças entre os dois sexos já são bastante notáveis. Nos dois sexos, as estruturas de todo o sistema reprodutor podem ter origem mesodérmica, como as gônadas e os gonodutos, ou ectodérmica, como o oviduto comum, o duto ejaculador e toda a genitália externa. A equivalência entre órgãos e estruturas do macho e da fêmea podem ser visualizadas no quadro abaixo. As principais diferenças entre eles encontram-se nas glândulas, mas a disposição geral do sistema reprodutor de ambos se assemelha muito (Figs. 3.57a,b).

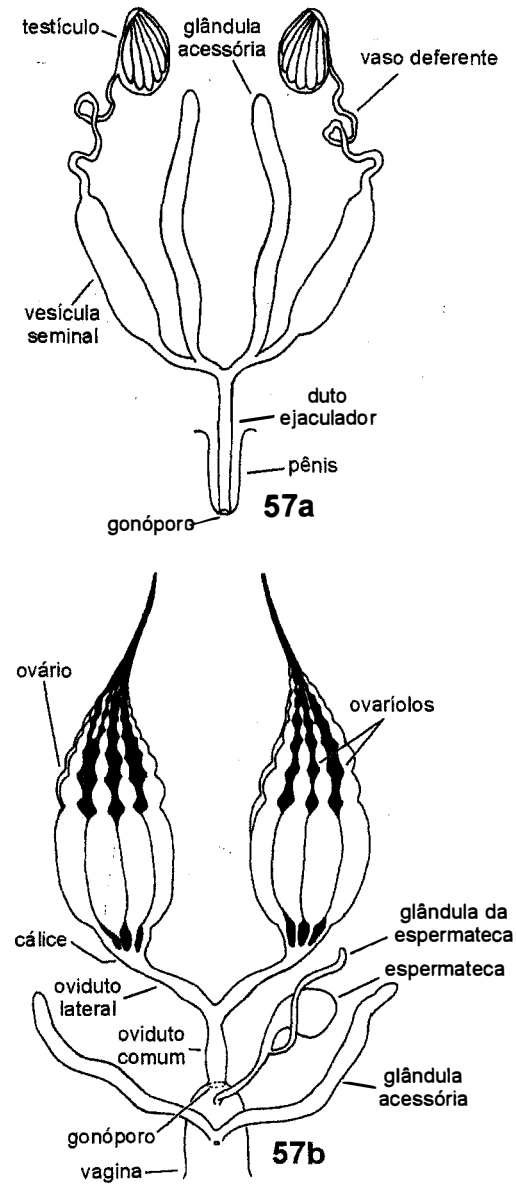
Macho	**Fêmea**
1. Par de testículos, com folículos	1. Par de ovários, com ovaríolos
2. Par de vasos deferentes	2. Par de ovidutos laterais
3. Vesícula seminal	3. Cálice
4. Duto ejaculador	4. Oviduto comum e vagina
5. Glândulas acessórias	5. Glândulas acessórias
5a. Ectadenia	5a. Glândulas coleteriais
5b. Mesadenia	
	6. Espermateca
	7. *Bursa copulatrix*
8. Genitália externa	8. Ovipositor

13.1. Sistema reprodutor do macho

Testículos. Cada testículo compreende uma série de **tubos** ou **folículos testiculares**, cujo número varia de uma unidade nos Adephaga (Coleoptera) a mais de 100 nos Orthoptera. Toda a estrutura é fechada por uma bainha de tecido conjuntivo. Em muitos insetos, os testículos bilaterais podem aproximar-se um do outro e, nos Lepidoptera, acabam por fundir-se, formando uma estrutura única na linha mediana do abdômen.

No interior do testículo, os folículos ficam aglomerados, mas mantêm sua individualidade. Cada um deles tem uma bainha epitelial envolta externamente por tecido conjuntivo. Um zoneamento transversal divide cada folículo em diversas partes. Esse zoneamento (Fig. 3.58) reflete o processo de **espermatogênese**, que ocorre no interior do folículo, com as seguintes zonas:

a) **germário** – onde as células germinativas se dividem para produzir **espermatogônias**. A existência de uma **célula apical** garante a nutrição das espermatogônias, que ficam



Figuras 3.57a-b. Diagramas da estrutura geral do sistema reprodutor. **57a**, do macho; **57b**, da fêmea. Fonte: Snodgrass (1935).

ligadas a ela através de pontes citoplasmáticas. Nos Diptera e nos Heteroptera, a célula apical é substituída por um sincício, que desempenha a mesma função. Após algum tempo, as espermatogônias perdem a ligação apical e associam-se, formando **cistos**. Como a produção de cistos é contínua, eles se deslocam do ápice para a região proximal do folículo.

b) **zona I** – é uma região de crescimento, onde as espermatogônias primárias, fechadas nos cistos, dividem-se mitoticamente e aumentam de tamanho, formando os **espermatócitos**.
c) **zona II** – região de maturação e redução, na qual cada espermatócito sofre duas divisões meióticas, para produzir **espermátides**.
d) **zona III** – região de transformação, em que as espermátides se desenvolvem em **espermatozoides**, num processo conhecido como **espermiogênese**.

O número de espermatozoides que um cisto produz depende do número de divisões que cada espermatogônia sofre e é constante para a espécie.

Vasos deferentes. Os dutos que saem dos testículos (Fig. 3.57a) são tubos simples, de origem mesodérmica. São revestidos internamente por um epitélio espesso recoberto por uma camada externa de musculatura circular robusta. Algumas células do epitélio são glandulares e seus produtos de secreção são liberados no lúmen. Na maioria dos insetos, a região mais distal de cada vaso deferente dilata-se ou forma um divertículo, que constitui a **vesícula seminal**, onde o esperma é armazenado antes da transferência para a fêmea. O epitélio de revestimento é glandular e provavelmente

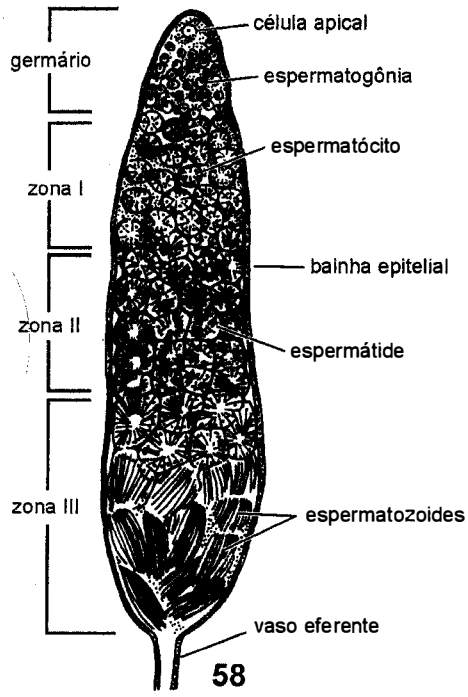


Figura 3.58. Histologia do testículo. Diagrama de corte longitudinal mediano a um folículo testicular. Fonte: Snodgrass (1935).

fornece nutrientes para o esperma. Os espermatozoides ficam amontoados na vesícula, com suas cabeças aderidas à parede glandular e as caudas projetando-se como cílios no lúmen. Apesar de os vasos deferentes terem origem mesodérmica, em alguns insetos as vesículas seminais são ectodérmicas. Assim, nos Ephemeroptera e nos Diptera, a luz da vesícula é revestida com uma camada cuticular.

Duto ejaculador. O tubo único do sistema genital do macho é formado por uma invaginação ectodérmica da região mediana ventral, entre os segmentos IX e X. A invaginação conecta-se com a extremidade dos vasos deferentes durante o desenvolvimento pós-embrionário, antes da formação das vesículas seminais, e o ponto original da invaginação dá origem ao **gonóporo**. Em Ephemeroptera, os vasos deferentes chegam diretamente a dois gonóporos, porque não há vesículas seminais interpostas. Nos Dermaptera, a situação é semelhante, mas existem dois dutos ejaculadores, sendo que, em algumas espécies, um dos dutos é vestigial.

O duto ejaculador e todas as estruturas derivadas dele têm um revestimento cuticular contínuo com aquele do corpo. O epitélio tem apenas uma camada de células e é envolvido por musculatura circular, na qual também aparecem alguns feixes longitudinais. Em alguns insetos, essa parede muscular está ausente.

Glândulas acessórias. As estruturas glandulares associadas aos vasos deferentes ou ao duto ejaculador secretam substâncias viscosas, que podem tornar-se endurecidas e formar o **espermatóforo** ou podem ser transferidas junto com os espermatozoides para a fêmea. Nesse caso, as substâncias contêm nutrientes e compostos que agem modificando a fisiologia e o comportamento da fêmea. São esses compostos, muitas vezes, responsáveis por deflagrar a ovogênese e a oviposição. Por essa razão, são conhecidos como "compostos que favorecem a fertilidade".

As glândulas acessórias são divididas em duas categorias: **ectadenia**, aquelas de origem ectodérmica, formadas a partir de evaginações do duto ejaculador, e **mesadenia**, que têm origem mesodérmica, resultantes de evaginações dos vasos deferentes. Em geral, numa ordem de insetos ocorre apenas uma dessas categorias, mas Heteroptera e Coleoptera possuem ambos os tipos.

Quanto ao número de glândulas, as situações encontradas são extremamente variáveis. Em Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha, Zygentoma, Ephemeroptera, Odonata e dípteros muscoides, não há glândulas diferenciadas, apenas células glandulares dispersas nos epitélios. Quando elas são diferenciadas, podem ocorrer desde um par, como nos Lepidoptera, até 15 pares, como nos Orthoptera — no caso extremo, descrito em *Gryllus* L., possuem mais de 600 pares.

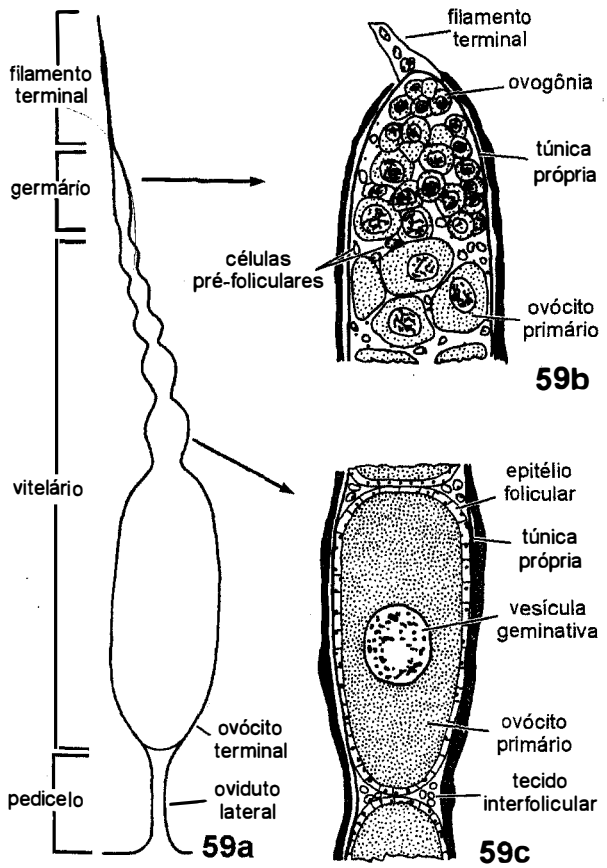
Histologicamente, a glândula mostra apenas uma camada de células epiteliais. As células que compõem essa camada podem ter funções diferentes em insetos que possuem um pequeno número de glândulas. Quando ocorrem diversas glândulas, elas podem ser diferentes entre si. Assim, o epitélio das glândulas de Lepidoptera mostra regiões diferenciadas e a mesma glândula produz duas secreções quimicamente

diferentes. Por outro lado, em Orthoptera, sete das 15 glândulas secretam a mesma substância, as demais sendo responsáveis por outro tipo de secreção.

13.2. Sistema reprodutor da fêmea

Ovários. Os ovários são compostos por unidades cilíndricas ou afuniladas, comprimidas umas contra as outras, que convergem todas para o mesmo duto, localizado na região proximal (Fig. 3.57b). Cada unidade é um **ovaríolo** (Fig. 3.59a), cujo número varia muito nos diferentes insetos. Em geral, o número de ovaríolos em cada ovário é de quatro a oito unidades, mas nos Hymenoptera e em alguns Diptera chega a 200 e, nos Isoptera, a mais de dois mil. Nas espécies vivíparas, ocorre uma redução drástica a uma ou duas unidades em cada ovário.

Na larva, o ovário em formação é inteiramente recoberto por uma bainha de tecido conjuntivo. Essa bainha permanece até o adulto apenas nos Diptera, sendo que nas demais ordens ela desaparece como um todo e passa a envolver individualmente cada ovaríolo. A bainha do ovaríolo é composta por duas camadas bem distintas: uma externa, túnica externa, e outra interna, túnica própria (Fig. 3.59b). Essas camadas são ricas em lipídeos e glicogênio e suas células deixam espaços entre si. Traquéolas ficam aderidas à face externa da estrutura, mas não penetram nela.



Figuras 3.59a-b. Regiões de um ovaríolo panoístico. **59a**, diagrama do ovaríolo total; **59b**, região distal, o germário; **59c**, parte da região proximal, o vitelário. Fonte: Chapman (1998).

A túnica própria consiste em uma membrana elástica, provavelmente produzida pelas células do filamento terminal e pelas próprias células foliculares. Na fêmea adulta, a túnica própria é muito delgada e distendida ao longo de todo o folículo e do filamento terminal. Além de manter a forma geral dos folículos, ela desempenha papel importante na ovulação. Devido a sua elasticidade, ela auxilia o deslocamento do óvulo ao longo do ovaríolo.

Um ovaríolo típico é um tubo alongado no qual os óvulos em desenvolvimento ficam dispostos linearmente, sendo mais velhos aqueles localizados na região proximal, junto ao oviduto (Figs. 3.59a,b). Distalmente, o ovaríolo afunila-se e constitui o **filamento terminal**, que pode ser bastante longo e é constituído por um conjunto central de células envolto pela túnica própria. Os filamentos de todos os ovaríolos unem-se para formar o **ligamento suspensório** (Fig. 3.57b), que fica aderido ao corpo gorduroso ou, mais comumente, à parede do corpo ou ao diafragma dorsal. Os ligamentos, dessa forma, mantêm os ovários suspensos na hemocele ao lado do canal alimentar ou acima dele.

Na base do ovário, cada ovaríolo estreita-se num duto curto, o **pedicelo**, que o conecta ao oviduto. Histologicamente, distinguem-se duas partes no ovaríolo maduro: uma mais distal, o **germário**, e outra proximal, o **vitelário** (Fig. 3.59a). No germário, estão alojadas as **ovogônias** em divisão e, no vitelário, ocorre a deposição de vitelo nas células germinativas. A maior extensão do ovaríolo é ocupada pelo vitelário.

O germário contém tecido pré-folicular, ovogônias e seus derivados. Cada ovogônia divide-se e origina um **cistócito** e outra célula da linhagem germinativa, que permanece ativa. O cistócito desenvolve-se em um **ovócito**. O ovócito é revestido por tecido pré-folicular e desce pelo ovaríolo em direção à região proximal, aumentando de tamanho à medida que avança. O crescimento do ovócito torna-se muito rápido quando a deposição de vitelo é iniciada; o epitélio folicular torna-se achatado e fica esticado ao redor do ovócito. As células foliculares mudam de atividade ao longo do processo. Inicialmente elas produzem alguns componentes do vitelo; depois sintetizam ecdisona, que é transferida para o ovócito e, finalmente, depositam o **córion**, a casca do ovo.

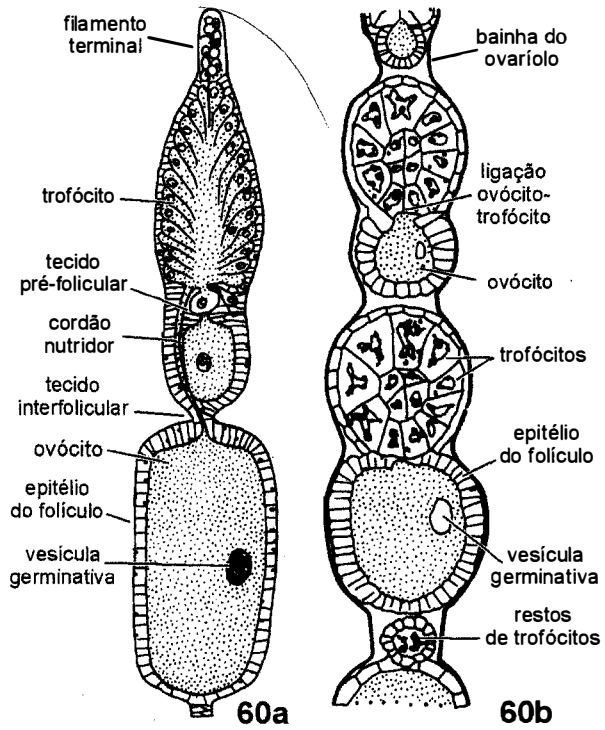
De acordo com o modo pelo qual os ovócitos recebem nutrientes, os ovaríolos podem ser classificados em duas categorias: **panoístico** (Fig. 3.59b), tipo em que não há células especialmente diferenciadas para nutrição, e **meroístico**, no qual células nutrizes ou **trofócitos** estão presentes.

O ovaríolo do tipo meroístico pode ser **telotrófico** (Fig. 3.60a), em que todos os trofócitos permanecem no germário; ou **politrófico** (Fig. 3.60b), em que a cada ovócito corresponde uma série de trofócitos e o conjunto fica reunido em um folículo. É importante notar que os diferentes tipos de associação do ovócito com os nutrientes têm consequências para o desenvolvimento do embrião. Ovos provenientes de ovaríolos panoísticos têm pouco citoplasma e a faixa germinativa é pequena, localizada na terminação posterior do ovo. Nesses ovos, durante a embriogênese, a diferenciação dos tecidos do corpo é sequencial. Nos insetos com ovaríolos politróficos, a faixa germinativa é extensa e todas as partes do corpo da larva formam-se simultaneamente, no início do desenvolvimento embrionário.

Ovidutos laterais. Primariamente de origem mesodérmica, partes dos ovidutos do adulto são substituídas, ao longo do desenvolvimento, por elementos ectodérmicos, provenientes do oviduto comum. É para o oviduto comum que ambos os ovidutos convergem. Uma exceção são os Ephemeroptera, em que ocorrem duas aberturas genitais na fêmea. Na região distal de cada oviduto lateral, há uma expansão, o **cálice** (Fig. 3.57b), que funciona como um receptáculo de todos os pedicelos. As paredes dos ovidutos são constituídas por epitélio cuboidal ou colunar simples, apoiado numa lâmina basal e cobertos por uma bainha muscular, que consiste em fibras circulares ou longitudinais, ou ambas.

Oviduto comum. Não faz parte do sistema genital primário, mas surge como uma nova formação originada a partir de invaginações da epiderme. Na maior parte dos insetos, o oviduto abre-se no esterno do segmento VIII, onde ocorre uma invaginação expandida da parede do corpo, a **câmara genital**, ou em um derivado dela, a **vagina** (Fig. 3.57b). A abertura do oviduto comum é o **gonóporo** da fêmea, que serve para a descarga dos ovos, mas não é a abertura usada para a cópula. É necessário, portanto, fazer uma distinção entre gonóporo e **vulva**, que é a abertura externa da câmara genital ou da vagina.

A extensão do oviduto comum é bastante diferente nos diversos grupos. Sua parede possui mais feixes musculares que aquelas dos ovidutos laterais e é constituída por fibras circulares e longitudinais. Sua origem ectodérmica fica bastante evidente pela presença de uma *intima* cuticular que reveste o epitélio ao redor do lúmen.



Figuras 3.60a-b. Ovaríolos. **60a**, ovaríolo telotrófico, o ovócito completamente desenvolvido permanece ligado às células nutrizes através de cordões; **60b**, ovaríolo politrófico, em que trofócitos e ovócitos estão localizados em folículos separados. Fonte: Chapman (1998).

Na câmara genital, abrem-se o gonóporo e a espermateca. A câmara genital pode ser expandida, formando uma bolsa, a ***bursa copulatrix***, que recebe o **edeago** (ou **pênis**). Nos Diptera vivíparos, a porção anterior da câmara também forma uma bolsa que, nesses casos, é o **útero**, onde ocorre o desenvolvimento das larvas.

Espermateca. A inseminação dos óvulos nos insetos frequentemente não é sincrônica com o acasalamento. O esperma é armazenado em um receptáculo, **espermateca** (Fig. 3.57b). Obedecendo a um controle endócrino, a espermateca ejeta os espermatozoides sobre os óvulos à medida que eles vão sendo liberados no oviduto comum.

A origem da espermateca é ectodérmica. Sua forma varia muito, mas basicamente é uma bolsa revestida internamente por cutícula e seu duto é muscular. Seu epitélio é glandular e, quando não é, a espermateca é associada a uma glândula. Em seu lúmen, a secreção é rica em proteínas e conta com um complexo carboidrato-protéico cuja função parece ser a de nutrir os espermatozoides ou, então, a de ativar sua locomoção.

Glândulas acessórias. Nas fêmeas (Fig. 3.57b), as glândulas acessórias encontram-se na parte terminal do sistema reprodutor, na câmara genital ou na vagina. Sua secreção está relacionada com a oviposição ou com a situação dos ovos no meio ambiente. Na maior parte dos insetos, as glândulas produzem uma substância adesiva, responsável pela aglutinação dos ovos entre si no momento da postura. A mesma substância faz com que a "massa" de ovos fique aderida a um substrato. As características dessa secreção resultaram na denominação **glândulas coleteriais** (de "cola"). Em várias espécies, essa secreção é particularmente volumosa e é empregada para formar um envoltório resistente ao redor dos ovos, a **ooteca**.

Em alguns Hymenoptera, glândulas acessórias produzem substâncias tóxicas e ou irritantes, que são coadjuvantes na função do aparelho do ferrão. Também nos Hymenoptera, essas glândulas são responsáveis pela síntese e secreção de muitos feromônios.

14. Desenvolvimento

14.1. Desenvolvimento embrionário. O desenvolvimento embrionário acontece no interior do ovo e a existência do córion garante proteção às delicadas membranas das células em divisão. O processo de formação do embrião pode acontecer inteiramente após a oviposição ou apenas parcialmente, quando a clivagem começa ainda no corpo da fêmea. Nos insetos vivíparos, por outro lado, o desenvolvimento embrionário é completado no útero da fêmea, que produz ninfas ou larvas, ao invés de ovos. Viviparidade surge independentemente em Aphidoidea, Diptera e Strepsiptera.

Os ovos dos insetos contêm, em geral, muito vitelo e são **centrolécitos**, isto é, o vitelo fica concentrado no centro do ovo. Por conta da concentração de vitelo, a clivagem do ovo é incompleta, **meroblástica**. O embrião fica na região periférica e a esfera de vitelo é recoberta por uma fina camada celular. Na etapa seguinte, forma-se o **disco germinativo**, um conjunto de células colunares que se destaca entre as células cuboidais da

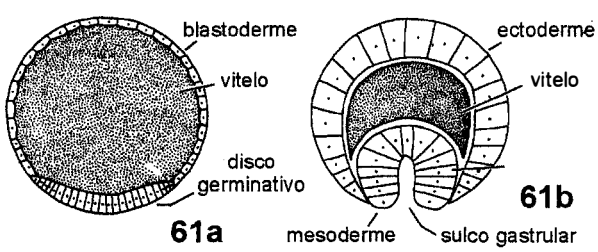
blastoderme (Fig. 3.61a). É desse disco que surgem as células endo e mesodérmicas, que começam a proliferar como centros germinativos. Essas células aprofundam-se no vitelo durante a gastrulação (Fig. 3.61b) e ficam abaixo das células ectodérmicas.

Ectoderme. Toda a parede externa do embrião representa a ectoderme e todos os apêndices do adulto são formados por evaginações deste folheto. O sistema nervoso desenvolve-se a partir de **neuroblastos**, células ectodérmicas que se invaginam segmentarmente na região ventral e se mantêm próximas à periferia, junto à epiderme do embrião. O sistema nervoso do estomodeo surge a partir de evaginações das células da invaginação anterior da ectoderme. O sistema traqueal é originado por conjuntos de células que se distribuem segmentarmente, nas regiões laterais do embrião. Elas se invaginam e os ramos resultantes tomam a forma de um T maiúsculo, cujos braços se fundem em segmentos adjacentes e formam os troncos traqueais longitudinais. As duas extremidades do corpo formam duas grandes dobras invaginadas, dando origem ao estomodeo e ao proctodeo. Os tubos de Malpighi surgem, já no embrião, como evaginações da extremidade do proctodeo, mas seu desenvolvimento só se completa durante a vida larval.

Mesoderme. A mesoderme é uma derivação da camada interna do disco germinativo, que se torna ligeiramente alongado e se diferencia numa placa mediana e duas laterais. A mesoderme poder ser formada por três mecanismos diferentes: (1) por invaginação da placa mediana; (2) por uma sobreposição da placa mediana pelas placas laterais; (3) por multiplicação das células da face interna da placa mediana.

O processo de formação da mesoderme e dos somitos do corpo varia bastante entre as ordens. Nas ordens mais basais, as placas laterais tornam-se segmentares e os somitos separam-se uns dos outros, mas nos Lepidoptera e Hymenoptera, os somitos permanecem conectados e, nos Diptera Cyclorrhapha, a mesoderme não se segmenta antes da formação das estruturas do corpo dela derivadas.

A mesoderme origina todos os músculos do corpo, o diafragma dorsal, os hemócitos e as células pericárdicas. A hemocele é revestida apenas parcialmente por células de origem mesodérmica, porque o seio epineural, ectodérmico, também está envolvido na formação da cavidade do corpo. O coração é formado a partir de células mesodérmicas já diferenciadas, os **cardioblastos**. Gônadas e corpo gorduroso têm, igualmente, origem mesodérmica.



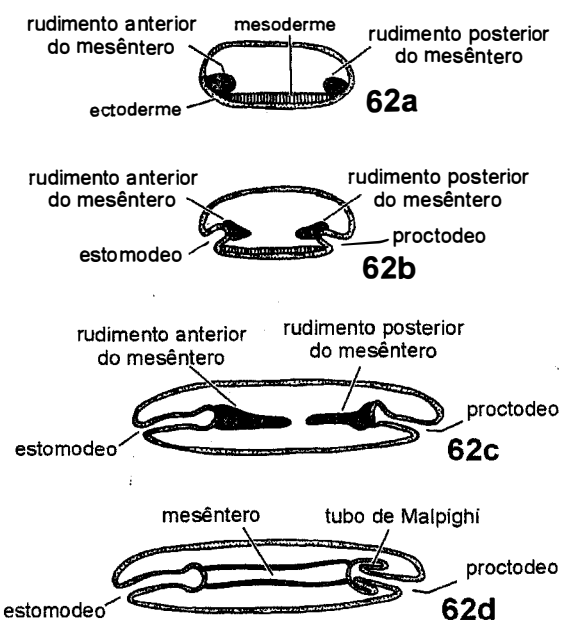
Figuras 3.61a-b. Estágios iniciais do desenvolvimento embrionário. **61a**, diagrama de um corte da blástula, mostrando a blastoderme e o disco germinativo; **61b**, diagrama de um corte transversal mediano à gástrula de abelha, em estágio inicial. Fonte: Brusca & Brusca (1990).

Endoderme e canal alimentar. Há ainda controvérsias sobre a origem da endoderme em insetos, sendo o epitélio do mesêntero a única estrutura de origem indubitavelmente endodérmica. O epitélio é construído a partir de dois rudimentos de células indiferenciadas, que ficam agrupadas nos polos anterior e posterior do embrião, na periferia do disco germinativo (Fig. 3.62a). No momento em que começam a surgir as invaginações anterior e posterior da ectoderme, que dão origem, respectivamente, ao estomodeo e ao proctodeo, os dois rudimentos começam a se desenvolver (Fig. 3.62b). Em consequência de seu crescimento e daquele das invaginações, os dois rudimentos aproximam-se (Fig. 3.62c) e finalmente fundem-se, formando o **mesêntero** (Fig. 3.62d). Quando o mesêntero se completa, ele fecha em seu interior grande parte ou todo o vitelo ainda disponível.

14.2. Desenvolvimento pós-embrionário

Eclosão do ovo. Com exceção das formas vivíparas (já citadas) e das ovovivíparas, nas quais o desenvolvimento larval acontece dentro do ovo, o desenvolvimento pós-embrionário da grande maioria dos insetos ocorre em ninfas e larvas de vida livre. Ninfas e larvas deixam o ovo no momento da **eclosão**, que consiste no rompimento do córion.

A eclosão é consequência da associação de diversos mecanismos, que são específicos para cada espécie, mas em geral consiste na pressão que o inseto exerce no interior da casca. O processo inicia-se com o inseto engolindo os fluidos extraembrionários e, assim, o ar penetra no ovo em volume maior. Com o aumento do volume do corpo por ingestão dos líquidos e, muitas vezes, também do ar, rompem-se as



Figuras 3.62a-d. Esquema do desenvolvimento do mesêntero. **62a**, construção do epitélio a partir de dois rudimentos de células indiferenciadas; **62b**, as invaginações anterior e posterior da ectoderme, que dão origem, respectivamente, ao estomodeo e ao proctodeo; **62c**, crescimento das invaginações e aproximação dos rudimentos; **62d**, fusão dos rudimentos, formando mesêntero. Fonte: Chapman (1998).

membranas embrionárias. Nesse momento, iniciam-se ondas de contrações musculares que bombeiam a hemolinfa para a região anterior do corpo. A cabeça e o tórax são então impulsionados para frente, contra o córion, que se quebra.

As larvas de Lepidoptera abrem a saída, mordendo as membranas do ovo. Após a emergência, a larva come todo o córion, exceto sua base. Em algumas espécies, em que os ovos ficam agregados após a postura, as primeiras larvas a emergir podem ingerir também os topos dos ovos vizinhos.

Estruturas cuticulares especiais para romper o córion ocorrem em Odonata, alguns Orthoptera, Heteroptera, Neuroptera, Trichoptera, Siphonaptera e em algumas famílias de Coleoptera e Diptera. Frequentemente essa estrutura é um dente duro, cuticular, localizado numa depressão membranosa da cabeça. Com o aumento da pressão da hemolinfa, o dente é empurrado para cima e para frente. A posição e o número dessas estruturas podem diferir de um grupo para outro.

Além das estruturas cuticulares, existem músculos que atuam exclusivamente no momento da eclosão do ovo. Eles têm um papel igualmente importante na emergência da larva e sua função é muito especializada porque são destruídos logo em seguida.

Mudas e estágios. O desenvolvimento pós-embrionário de todos os insetos é dividido numa série de **estágios** ou **estádios**, cada um deles separado do seguinte por uma **muda**. A forma do inseto no intervalo entre duas mudas é chamado de um **ínstar**. A larva recém-emergida encontra-se no primeiro ínstar; quando a primeira muda acontece, ela passa para o segundo ínstar e assim por diante. O último ínstar é a **imago** (assim chamado porque o inseto exibe a "imagem" da forma adulta, mas ainda não completamente funcional) ou o adulto, que não tem mais episódios de muda. Nos Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha e Zygentoma, as mudas continuam a ocorrer até a morte do indivíduo, ainda que os intervalos entre os episódios se tornem bastante espaçados nos indivíduos mais velhos.

O descarte e reposição da cutícula são a forma pela qual o inseto pode crescer. Consiste numa sequência de eventos internos que começa com a separação da cutícula do epitélio epidérmico e termina com o descarte da cutícula velha (Fig. 3.63a). **Apólise** (Fig. 3.63b) é o processo de descolamento da cutícula velha e **ecdise** é seu descarte. Muda, então, pode ser definida como o processo em que a nova cutícula é formada e a velha é parcialmente digerida e descartada (Fig. 3.63c-f), que ocorre entre a apólise e a ecdise. **Intermuda** é o intervalo de tempo entre a ecdise e o início da apólise seguinte. Logo após a ecdise, a nova cutícula expande-se porque é ainda flexível, assumindo mudanças de forma e algum aumento de tamanho. Sua constituição química vai sendo progressivamente alterada, podendo haver deposição de cutícula ainda durante a intermuda (Fig. 3.63f).

O intervalo entre a apólise e a ecdise pode ser bastante longo. Nesse intervalo, o **espaço exuvial**, aquele formado entre o epitélio e a base da cutícula velha (Fig. 3.63b-d), é preenchido pelo **fluido de muda**. Também durante esse tempo, o inseto do próximo ínstar fica encoberto pela cutícula do ínstar anterior, o que é conhecido como **ínstar farado**.

Tipos de desenvolvimento. Quando emergem do ovo, os insetos têm uma condição que é morfologicamente diferente daquela que eles assumem na imago. Durante o desenvolvimento pós-embrionário, não há grandes mudanças na forma do corpo entre ínstares sucessivos. Do último ínstar pré-imaginal para o adulto, no entanto, as transformações podem ser consideráveis. Essas mudanças coletivamente são chamadas **metamorfose**. A metamorfose refere-se à perda de características adaptativas típicas da larva e à extensão das mudanças, como um reflexo da distância ecológica entre o imaturo e o adulto.

Quanto ao grau de metamorfose, os insetos são divididos em três grupos: **ametábolos**, **hemimetábolos** e **holometábolos**.

Em alguns insetos, a forma que emerge do ovo difere do adulto basicamente quanto ao estado de desenvolvimento do sistema reprodutor e da genitália externa. Essa situação caracteriza os chamados insetos ametábolos, entre os quais se incluem os Protura, Diplura, Collembola, Archaeognatha e Zygentoma. Classicamente, essa condição era definida como aquela em que não ocorre metamorfose. Mais recentemente, no entanto, considera-se que as mudanças que ocorrem durante o crescimento e o desenvolvimento do sistema reprodutor interno e externo já constituem, por si mesmas, um processo metamórfico. Nos grupos ametábolos, adultos e larvas vivem no mesmo hábitat.

Nos hemimetábolos, a forma imatura é denominada por alguns entomólogos de **ninfa**, enquanto outros adotam **larva** como uma denominação geral para hemi e holometábolos, indiferentemente. A ninfa que emerge do ovo tem forma bastante semelhante à do adulto, exceto pelo tamanho pequeno, ausência de asas e de genitália (Fig. 3.64a-f). O crescimento do imaturo é gradual, mas na última muda perde algumas características juvenis e há uma clara descontinuidade para o adulto. Essa situação é encontrada nos Orthoptera, Isoptera e Hemiptera.

Em grupos que possuem larvas aquáticas, como os Plecoptera, Ephemeroptera e Odonata, as diferenças entre imaturo e adulto são ainda mais marcantes, apesar de também serem incluídos nos hemimetábolos. Neles, a forma geral do corpo assemelha-se nas larvas e adultos, mas ocorre a perda das brânquias e os apêndices se modificam, especialmente as mandíbulas e as pernas.

Nos insetos holometábolos, as larvas são fundamentalmente diferentes dos adultos e, entre os dois estágios, encontra-se a **pupa**, que é a característica mais marcante desse tipo de desenvolvimento. Neuroptera, Trichoptera, Lepidoptera, Coleoptera, Hymenoptera, Diptera e Siphonaptera são as ordens com desenvolvimento holometábolo.

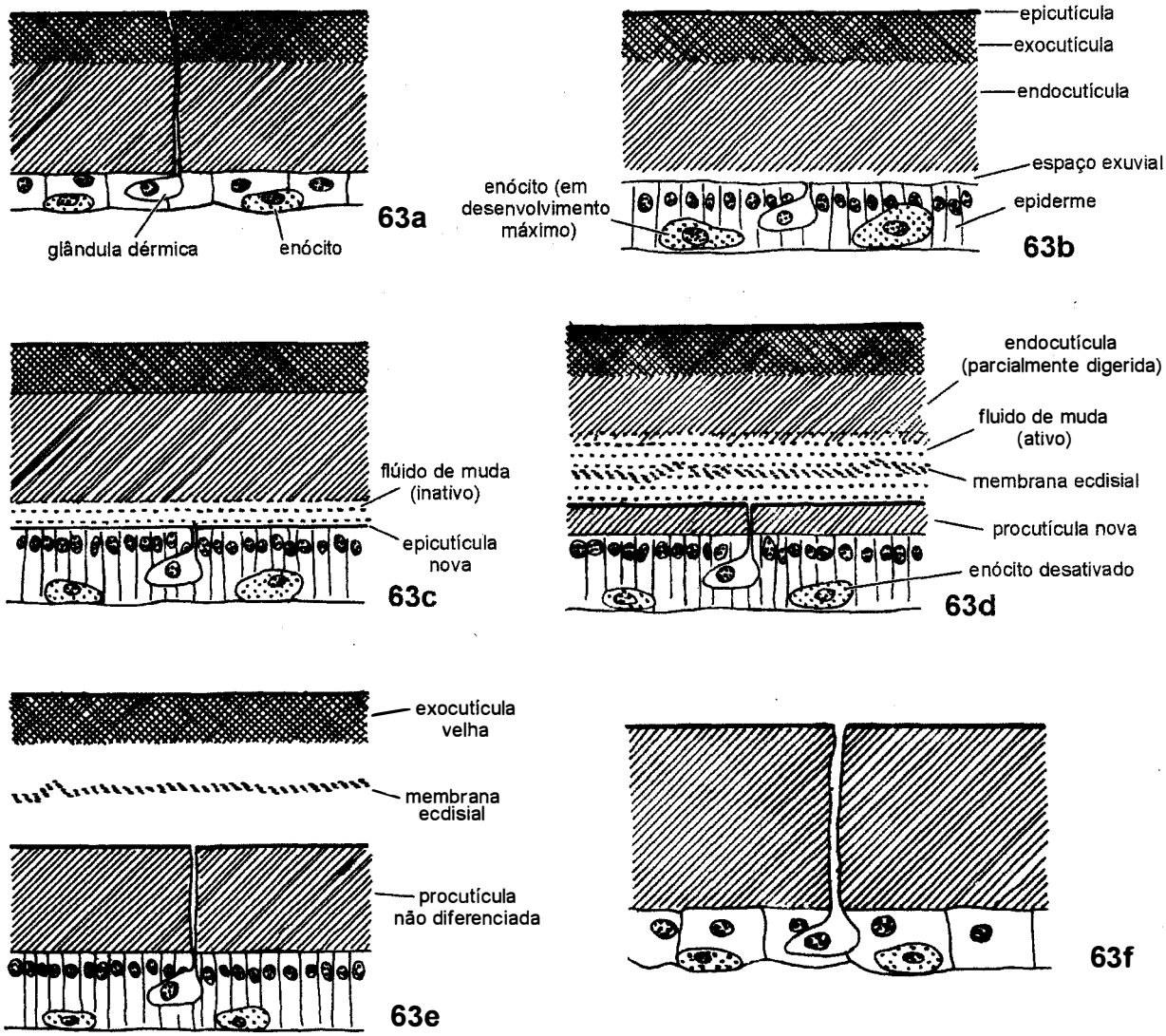
Tipos de larvas. As larvas de holometábolos assumem nos vários grupos uma imensa variedade de formas. Um critério para classificá-las baseia-se na presença e número de pernas. As formas menos modificadas com relação ao adulto são as chamadas larvas **oligópodes**. Essas são hexápodes, com cápsula cefálica e peças bucais bastante semelhantes às do adulto, mas não possuem olhos compostos. Duas variedades de larvas oligópodes são encontradas: (1) **larvas campodeiformes**, que são predadoras, têm pernas longas, corpo esclerosado e achatado dorso-ventralmente (Fig. 3.65a), e (2) **larvas escarabeiformes**, que vivem em túneis no solo ou na madeira, as pernas são

curtas, o corpo é volumoso e a cutícula, mole (Fig. 3.65b). Larvas campodeiformes são encontradas nos Neuroptera, Trichoptera, Strepsiptera e Coleoptera, e as escarabeiformes ocorrem exclusivamente nos Coleoptera.

Larvas polípodes possuem pernas abdominais, além das torácicas, encontradas nas larvas oligópodes. Elas possuem corpo com segmentação bem definida, recoberto por cutícula flexível (Fig. 3.65c), e ocorrem nos Lepidoptera, Mecoptera e Tenthredinidae (Hymenoptera) — correspondendo a surgimentos independentes.

Larvas ápodes mostram o menor grau de esclerosação da cutícula do corpo entre todas as formas de larvas, mas a cutícula da cabeça pode ser bastante endurecida. As variedades de larvas ápodes são reconhecidas pelo estado de desenvolvimento e endurecimento da cápsula cefálica: (1) **larvas eucéfalas**, com cabeça bem diferenciada e muito esclerosada (Fig. 3.65d), sendo as larvas de Nematocera (Diptera), de alguns Coleoptera e Aculeata (Hymenoptera); (2) **larvas hemicéfalas**, em que a cabeça é reduzida e pode ser retraída para dentro do tórax (Fig. 3.65e), sendo esse o tipo de larva encontrada em alguns grupos de Diptera (Tipulidae e Brachycera Orthorrhapha); (3) **larvas acéfalas**, larvas em que a cápsula cefálica desaparece e as peças buco-faríngeas ficam escondidas numa dobra da parede do corpo (Fig. 3.65f). Essa variedade ocorre apenas nos Diptera Cyclorrhapha.

Heteromorfose. É uma forma de desenvolvimento característica de insetos predadores ou parasitas, em que



Figuras 3.63a-f. Mudanças no integumento durante a muda. **63a**, cutícula madura; **63b**, apólise, ocorrendo após divisões celulares e mudanças de forma das células epidérmicas; **63c**, formação de nova epicutícula; produção do líquido da muda, que contém, inicialmente, enzimas inativas; **63d**, digestão da endocutícula. As enzimas do líquido da muda são ativadas e digerem a endocutícula velha. Simultaneamente, é depositada a nova procutícula; **63e**, reabsorção da endocutícula velha e do líquido da muda; a nova procutícula torna-se mais espessa; **63f**, após a ecdise, a nova cutícula expande-se e as células epidérmicas mudam de forma. A diferenciação da procutícula em endo e exocutícula ocorre em fase posterior. Fonte: Chapman (1998).

ocorrem mudanças significativas de forma em larvas de ínstares sucessivos. Essa situação difere bastante daquela em que as formas larvais são muito semelhantes entre si e as mudanças surgem com a metamorfose.

Heteromorfose, também chamada **hipermetamorfose**, representa uma estratégia adaptativa em que a forma imatura tem sua estrutura seguidamente modificada, o que lhe permite mudanças de hábito ao longo do desenvolvimento. Dois tipos de heteromorfose são descritos. Em um deles, os ovos são colocados em ambiente externo e é a larva do primeiro ínstar que procura o hospedeiro. No segundo, a fêmea realiza a postura sobre ou diretamente no interior do hospedeiro.

No primeiro tipo (Fig. 3.66a-c), a larva de primeiro ínstar tem olhos e pernas, o que lhe permite detectar o hospedeiro e aproximar-se dele. No interior do hospedeiro, as pernas são descartadas na primeira muda e surgem projeções do corpo que aumentam sua superfície de absorção. Essa variação da heteromorfose ocorre em certas famílias de Neuroptera, Coleoptera, Strepsiptera (todas as famílias), Diptera, Hymenoptera e Lepidoptera. O outro tipo ocorre em formas endoparasitas de Diptera e Hymenoptera também como surgimentos independentes. A morfologia dessas larvas é extremamente modificada e, em alguns ínstares, a segmentação do corpo pode desaparecer. Em certas ordens, a perda da segmentação não é completa e a larva tem um cefalotórax (Fig. 3.66d-f).

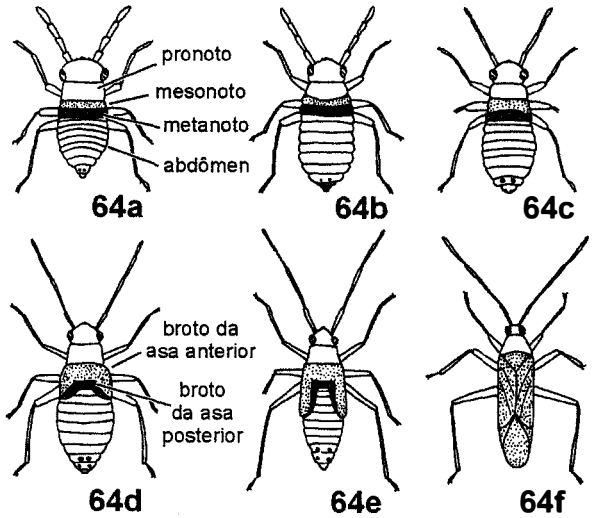
Nas modalidades extremas do desenvolvimento heteromórfico, os imaturos algumas vezes exibem formas muito divergentes da morfologia usual de insetos.

14.3 Metamorfose

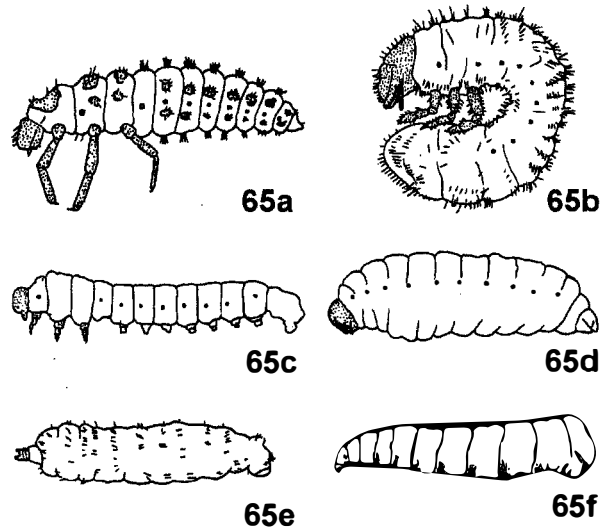
Insetos hemimetábolos. Ao longo de todo o desenvolvimento pós-embrionário, diversos processos ocorrem progressivamente, como o crescimento das asas, a esclerosação dos tergos dos segmentos e o desenvolvimento da genitália externa. As asas crescem por mitoses que ocorrem a cada muda nas células dos **brotos alares**. Os brotos alares encontram-se nos tergos dos segmentos meso e metatorácicos ainda na ninfa de primeiro ínstar. Apesar do crescimento contínuo, a região membranosa das asas e os escleritos acessórios (para o voo) surgem apenas na última muda. A esclerosação dos segmentos depende da atividade das células do epitélio tegumentar, bem como de modificações do metabolismo que permitem a síntese e deposição de substâncias responsáveis pelo endurecimento da cutícula. O desenvolvimento da genitália externa dá-se graças a transformações dos segmentos terminais do abdômen (Fig. 3.67a-e), mas sua forma final surge somente na imago.

A metamorfose não ocorre apenas nas estruturas do exoesqueleto. Apesar de a musculatura do voo ter, desde o estágio larval, a disposição final, característica do adulto, seu desenvolvimento continua até a última muda. Em ninfas de libélulas e de gafanhotos, a musculatura do voo não é funcional e não mostra estriações. Por outro lado, determinados músculos necessários para as mudas larvais desaparecem no adulto. O sistema nervoso mostra, igualmente, sinais de reorganização. Os neurônios presentes nos músculos histolisados degeneram. O padrão de arborizações dos neurônios sensoriais modifica-se e novas conexões são estabelecidas após o surgimento dos sensores do adulto.

Insetos holometábolos. A existência da pupa, uma forma quase sempre imóvel, é o que permite a radical e súbita mudança de forma dos holometábolos. O grau de modificação depende de quanto a larva se assemelha ao adulto. Nas larvas de Neuroptera e de Coleoptera, que possuem estruturas semelhantes àquelas da forma adulta, a reconstrução é limitada. Os Lepidoptera e os Diptera, em que os tecidos da larva são quase que totalmente histolisados e fagocitados, dependem da existência de uma fase imóvel durante a qual a reconstrução acontece.



Figuras 3.64a-f. Desenvolvimento pós-embrionário de inseto hemimetábolo. **64a**, ínstar I; **64b**, ínstar II; **64c**, ínstar III; **64d**, ínstar IV; **64e**, ínstar V; **64f**, adulto. Fonte: Chapman (1998).

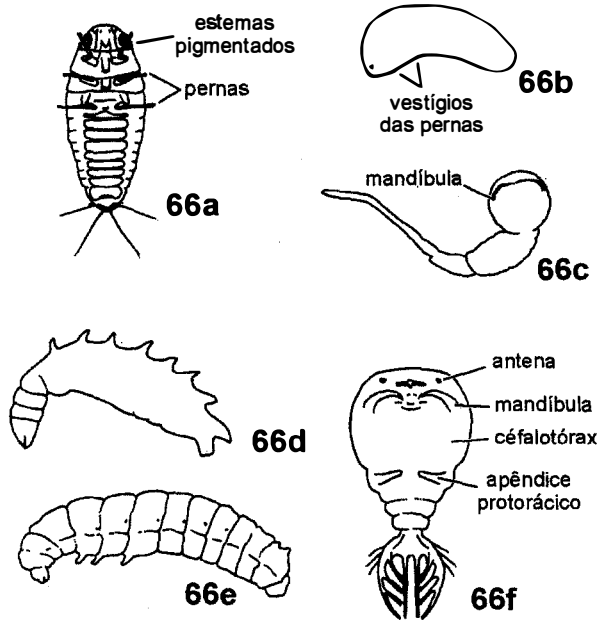


Figuras 3.65a-f. Desenvolvimento pós-embrionário de inseto holometábolo: as regiões esclerosadas estão representadas pelas áreas pontilhadas; **65a**, oligópode, campodeiforme (*Hippodamia*, Coleoptera); **65b**, oligópode, escarabeiforme (*Popillia*, Coleoptera); **65c**, polípode (*Neodiprion*, Hymenoptera); **65d**, ápode, eucéfala (*Vespula*, Hymenoptera); **65e**, ápode, hemicéfala (*Tanyptera*, Diptera); **65f**, ápode, acéfala (*Musca*, Diptera). Fonte: Chapman (1998).

Pupa. Pode-se dizer que a pupa é o estágio mais vulnerável do ciclo de vida de um inseto. Por não dispor de tecidos e estrutura que proporcionem algum movimento, a pupa de grande parte dos insetos é protegida por um **casulo**. O componente básico e mais comum do casulo é uma secreção, geralmente seda, produzida por glândulas exócrinas. A seda serve como molde, que pode auxiliar a cimentar outros componentes, como partículas do solo, fragmentos vegetais, ou mesmo, o casulo pode ser produzido somente com seda, como acontece nos Siphonaptera, Trichoptera, Bombycoidea (Lepidoptera) e Hymenoptera.

O casulo também pode ser endurecido por substâncias, como certos compostos fenólicos ou oxalato de cálcio, produzidos pelo próprio inseto. Essas substâncias são, na sua grande maioria, liberadas pelos tubos de Malpighi e excretadas pelo ânus. Nos Diptera, a estrutura protetora é o **pupário**, resultado da esclerosação da cutícula do último ínstar larval. Depois da apólise, a cabeça e seus apêndices, asas e pernas são evertidos, ou seja, eles saem da cavidade do corpo, onde são formados, e assumem a posição externa que ocupam no inseto adulto. A cutícula da pupa é formada por baixo da cutícula da larva no momento da eversão dos apêndices. A cutícula externa torna-se impregnada por agentes endurecedores, formando o pupário. A pupa permanece no seu interior até a maturação do adulto, que, no momento da emergência, quebra ambas as cutículas, a pupal e a larval.

Pupas sem proteção externa são raras, mas, em Nymphalidae e Pieridae (Lepidoptera), a pupa fica suspensa por um coxim de seda. Elas são homocrômicas, enquanto que as pupas protegidas em pupários ou casulos têm coloração muito pálida.

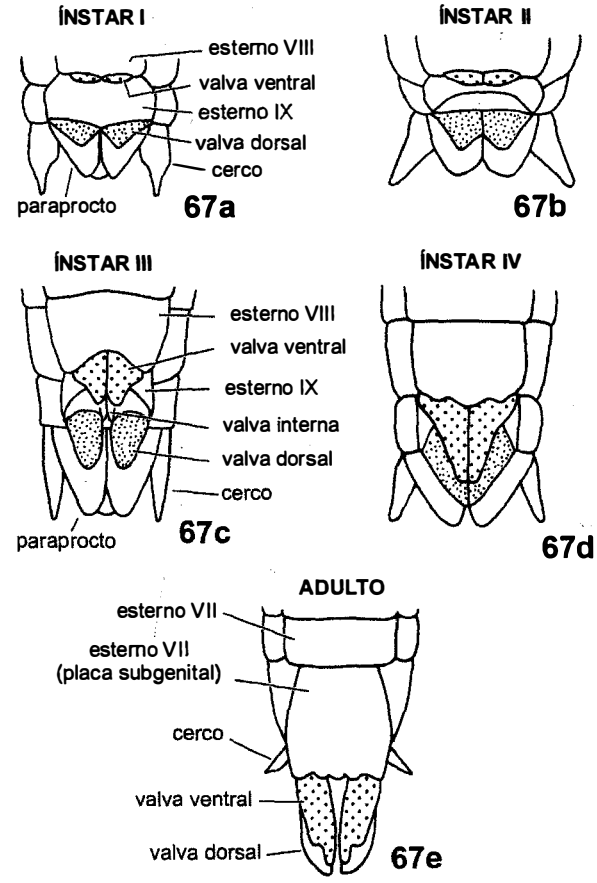


Figuras 3.66a-f. Heteromorfose. **66a-c**, estágios larvais de *Corioxenos* (Strepsiptera); **66a**, larva I (triungulin); **66b**, larva II; **66c**, larva VII; **66d**, primeiro estágio larval de *Helorimorpha* (Hymenoptera); **66e**, último ínstar de *Helorimorpha*; **66f**, larva I de *Platygaster* (Hymenoptera). Fonte: Chapman (1998).

As estruturas do adulto são formadas no interior da larva de último ínstar e são evertidas durante a muda larva-pupa. A classificação de formas pupais é feita de acordo com a situação dos apêndices locomotores e bucais em cada um dos grupos:

Exarada – condição em que os apêndices ficam livres (Figs. 3.68a,b);
Obtecta – o corpo é mais esclerosado que aquele das pupas exaradas e os apêndices ficam colados a seu corpo por uma secreção liberada durante a muda larva-pupa (Figs. 3.68g-j);
Déctica – condição de pupas exaradas, cujas mandíbulas são móveis — os músculos mandibulares da imago encaixam-se perfeitamente nos apódemas e podem movimentar as mandíbulas (Figs. 3.68a,b);
Adéctica – condição alternativa à anterior, com as mandíbulas imóveis (Figs. 3.68c-f).

Produção das estruturas do adulto. Todas as estruturas do adulto estão presentes no interior da larva, "escondidas" na forma das **células imaginais**. Cedo no desenvolvimento do embrião, essas células segregam-se e não participam da formação das estruturas da larva, nem desempenham qualquer função durante a vida larval; elas apenas se dividem. No entanto, quando se instala o processo metamórfico e a grande maioria dos tecidos



Figuras 3.67a-f. Desenvolvimento pós-embrionário da genitália externa de um gafanhoto. **67a**, ínstar I; **67b**, ínstar II; **67c**, ínstar III; **67d**, ínstar IV; **67e**, adulto. Fonte: Chapman (1998).

larvais desaparece, são essas células que dão origem a toda organização do inseto adulto.

As células imaginais podem agrupar-se em cavidades localizadas em posições específicas no corpo da larva. Esse é o caso das células denominadas **histoblastos**, que originam a epiderme do adulto. Outra forma de distribuição é adotada pelas células imaginais que se diferenciam em órgãos do adulto, como as glândulas salivares e o ventrículo. Essas células não ocupam cavidades, mas ficam integradas no órgão da larva correspondente àquele do adulto.

Outro tipo de células imaginais reúne-se em estruturas anatomicamente definidas, os **discos imaginais**, que ficam alojados em nichos específicos abaixo da epiderme da larva, as **cavidades peripodiais**. Cada disco é envolto por uma lâmina basal externa, a **membrana peripodial**, em que se apoia um epitélio. À medida que o disco cresce, o apêndice do adulto que está sendo formado começa a dobrar-se no interior do disco. O crescimento prossegue até que a estrutura geral do apêndice em formação esteja estabelecida. Nesse momento, ocorre a eversão da estrutura, que se projeta para fora da superfície do corpo da pupa.

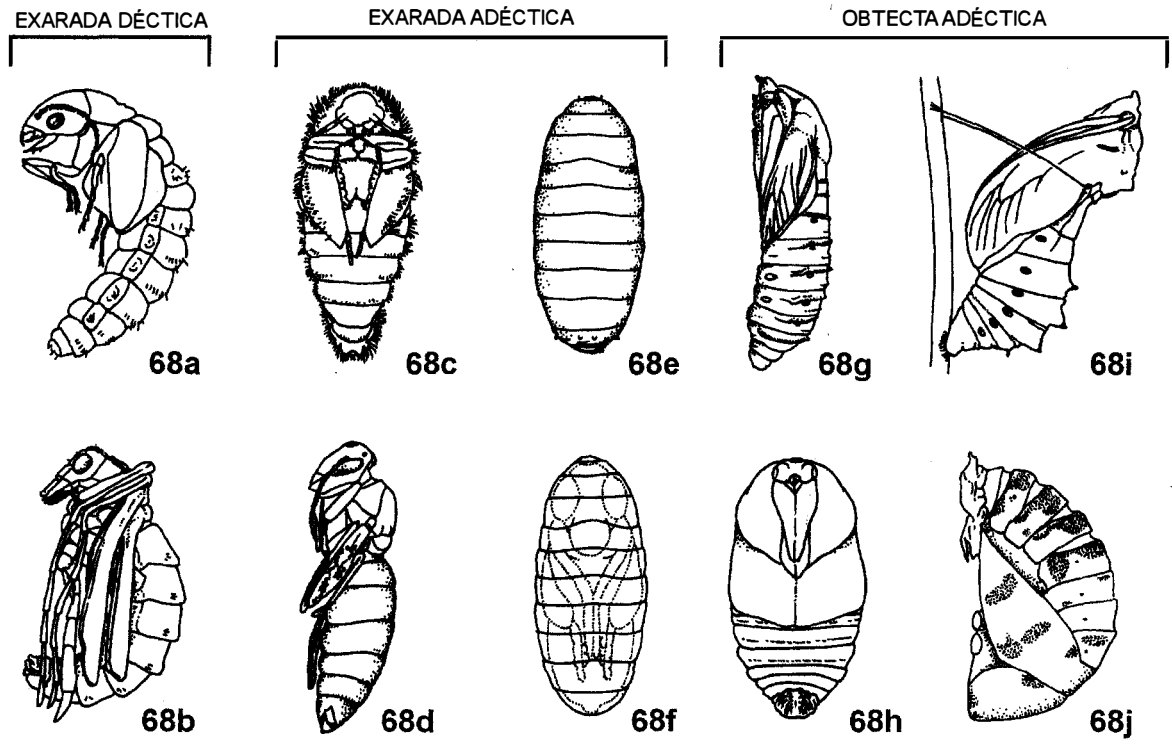
Os discos imaginais ocorrem em número e em locais definidos (Fig. 3.69a). No entanto, cada um deles aparece em um momento diferente da vida embrionária ou larval. Existem grandes variações da ocorrência e da forma de desenvolvimento dos discos entre ordens. Eles têm origem ectodérmica e ainda não se sabe quando e como células mesodérmicas penetram em seu interior.

Durante a fase de multiplicação celular, cada disco adquire sua morfologia típica. Na empupação, o apêndice formado é evertido e a membrana peripodial passa a constituir parte da parede do corpo do inseto. Pode-se dizer, então, que o corpo do adulto é um mosaico formado pela contribuição específica de cada disco. A eversão dos discos imaginais é desencadeada por estímulos hormonais, principalmente de 20-hidroxiecdisona, via hemolinfa, mas a metamorfose só é iniciada quando as divisões celulares no interior do disco cessam. Aparentemente, a "competência" para a metamorfose está associada ao número de divisões que as células do disco sofreram.

Estruturas epidérmicas. Quando as diferenças estruturais entre larva e adulto são muito grandes, os tecidos do adulto desenvolvem-se a partir de um disco imaginal. Em geral, há um disco para cada apêndice (Fig. 3.69a,b), mas pode acontecer que duas estruturas tenham origem no mesmo disco, como é o caso do disco imaginal olho-antena dos dípteros.

Durante o desenvolvimento, as células de cada disco imaginal tornam-se programadas para sua expressão fenotípica no adulto. Elas produzem a mesma estrutura, ainda que sua posição seja mudada experimentalmente. O mesmo acontece com estruturas dentro do mesmo apêndice, por exemplo, a determinação das faces ventral e dorsal da asa, ou a posição de um determinado artículo antenal.

Quanto à epiderme, todas as células do tegumento da larva são substituídas gradualmente por aquelas da imago. Na cabeça e no tórax, a epiderme é formada pelo crescimento das periferias dos discos imaginais e, no abdômen, pela ação



Figuras 3.68a-j. Tipos de formas pupais. **68a-b**, exarada déctica; **68a**, Megaloptera, Sialidae; **68b**, Mecoptera, Bittacidae; **68c-f**, exarada adéctica; **68c**, Coleoptera, Dermestidae; **68d**, Hymenoptera, Vespidae; **68e-f**, Diptera: Calliphoridae (traço pontilhado indica a pupa encerrada no interior do pupário); **68g-j**, obtecta adéctica; **68g-i**, Lepidoptera; **68g**, Cossidae; **68h**, Saturniidae; **68i**, Papilionidae; **68j**, Coleoptera, Coccinellidae. Fonte: Gullan & Cranston (2005).

dos histoblastos. As células larvais são empurradas para a hemocele, onde são fagocitadas.

Músculos. Como a forma de locomoção do adulto é completamente diferente daquela da larva, o sistema muscular sofre muitas modificações durante a metamorfose. Ainda assim, há alguns músculos da larva que permanecem no adulto quase sem modificações. Esse é o caso da musculatura longitudinal do abdômen de algumas moscas. Os músculos já estão na larva, mas não são funcionais. Durante a metamorfose, suas fibras crescem em número e em tamanho para produzir o número definitivo de miofibrilas do adulto.

Outros músculos larvais são reconstruídos na imago. Na larva, ocorrem dois tipos de núcleos de células musculares: um que é funcional para a célula larval em que se encontra e outro, dormente, que fica disperso no citoplasma da fibra muscular. Na metamorfose, esses núcleos tornam-se ativos, dividem-se e associam-se com porções de citoplasma, formando **miócitos**, que se diferenciam em miofibrilas. Outro processo de transformação de músculos larvais consiste na invasão do músculo da larva por mioblastos gerados fora dele. Nos dois processos, a base da construção do músculo do adulto é o músculo da larva, que determina o tamanho e a forma do novo músculo. Os músculos longitudinais do voo da maior parte dos holometábolos são formados dessa forma.

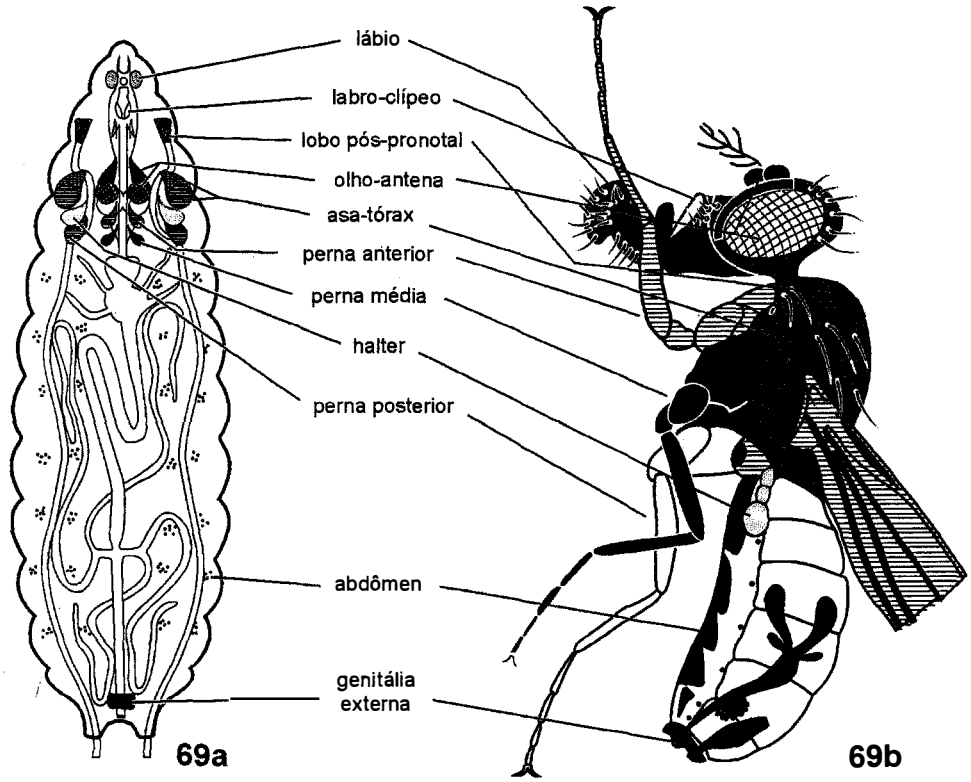
Em outro extremo, encontra-se o processo em que determinados músculos larvais são totalmente histolisados e não são substituídos. Isso acontece com a maioria dos músculos larvais, mas não simultaneamente em todos eles, porque alguns músculos da larva têm função específica durante o desenvolvimento da pupa ou na emergência do adulto, sendo destruídos mais tarde que outros.

Determinados músculos que não estão presentes na larva são formados por mioblastos que se encontram livres na hemolinfa. Eles se agregam para formar as fibras musculares multinucleadas. Em geral, nesses casos, o novo músculo associa-se a um neurônio motor, que controla a taxa de proliferação dos mioblastos.

Sistema nervoso. O sistema nervoso central é bastante modificado durante a metamorfose. O cérebro cresce devido ao desenvolvimento de determinadas áreas, principalmente dos lobos antenais e dos lobos ópticos. Com grandes variações nas diversas ordens, os gânglios do cordão ventral associam-se ou fundem-se, o que causa um encurtamento dos conectivos entre os gânglios (Fig. 3.70a,b).

Neuroblastos são células indiferenciadas que se dividem e dão origem a novos neurônios. Neuroblastos do embrião permanecem indiferenciados durante toda a vida larval, mas começam a dividir-se já na larva. Eles são responsáveis pela reconstituição do sistema nervoso e pelo estabelecimento das características das estruturas nervosas do adulto.

O sistema sensorial também é inteiramente transformado durante a metamorfose. Olhos e antenas são estruturas novas e, além deles, sensores novos surgem em todos os apêndices. Exceções ocorrem em alguns Lepidoptera

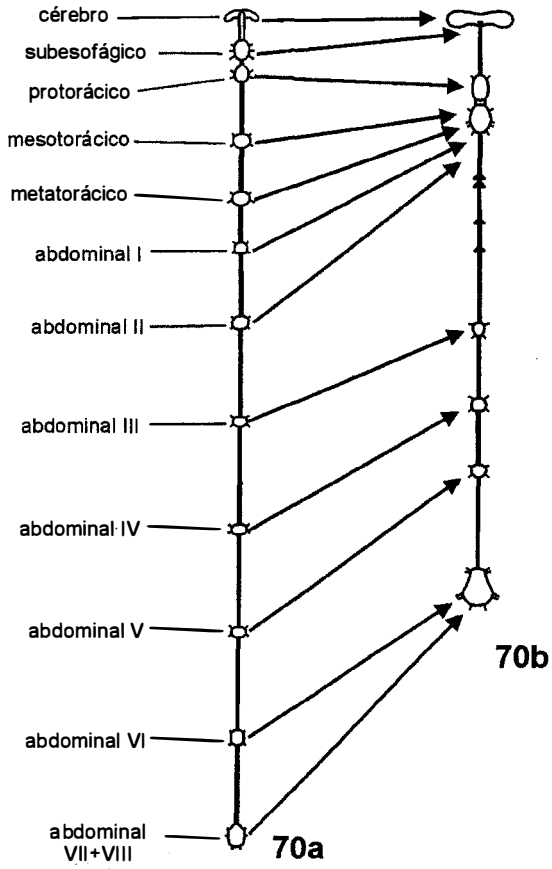


Figuras 3.69a-b. Representação esquemática da organização da larva e da localização dos diferentes discos imaginais em Diptera. Fonte: Ursprung & Nöthiger (1972).

nos quais certos mecanorreceptores da larva permanecem até a pupa e proprioceptores são mantidos até o adulto.

Canal alimentar. Grandes diferenças entre as dietas da larva e do adulto da mesma espécie implicam extensas transformações do canal alimentar durante a metamorfose. Nos Coleoptera, a reconstrução do estomodeo e do proctodeo é devida exclusivamente à reativação das células da larva, sem que haja histólise das estruturas existentes. Já nos Lepidoptera e nos Diptera, existem anéis imaginais nas regiões terminais do estomodeo e do proctodeo que originam estruturas completamente novas, sendo as células larvais destruídas na cavidade do corpo. Do ponto de vista anatômico, também a reestruturação é radical. Nas larvas de Lepidoptera, o canal alimentar é um tubo simples, do qual o mesêntero é o componente mais longo (Fig. 3.71a). Após a metamorfose, surgem estruturas, como o papo e o saco retal (Fig. 3.71b), e as proporções entre as regiões são mudadas completamente.

O mesêntero é completamente renovado em todos os holometábolos. As novas células não são provenientes de tecidos imaginais, mas das células regenerativas, indiferenciadas, que ficam na base do epitélio do ventrículo da larva. Em alguns grupos, o processo acontece durante a metamorfose e, novamente, na muda imaginal. As células do epitélio larval e, se for o caso, também do pupal, são descartadas no lúmen do ventrículo, onde são quebradas. O epitélio do ventrículo da pupa digere os fragmentos celulares, que são assimilados e as substâncias reutilizadas durante o processo de restabelecimento do novo epitélio.



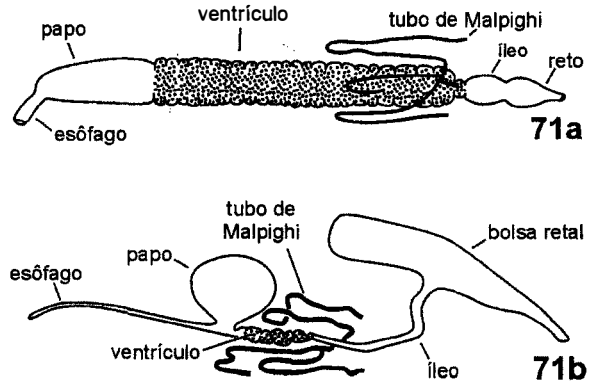
Figuras 3.70a-b. Metamorfose do sistema nervoso central de um gafanhoto. **70a**, ninfa; **70b**, adulto, cérebro e cordão nervoso ventral com a fusão de gânglios. Fonte: Chapman (1998).

Tubos de Malpighi. Em algumas ordens, os tubos de Malpighi da larva não sofrem alterações durante a metamorfose e passam diretamente para o adulto. Às vezes, a reconstrução é parcial, como ocorre nos Lepidoptera. Eles têm um arranjo criptonefrídico dos tubos de Malpighi e quando as paredes do reto são histolisadas, as porções distais dos tubos também são degradadas. Nesses casos, as regiões proximais permanecem intactas e, a partir delas, são reconstituídos os tubos do adulto. Em Coleoptera e Hymenoptera, os tubos de Malpighi da larva são completamente histolisados e novas estruturas têm origem a partir de conjuntos de células imaginais localizadas na região proximal do proctodeo.

Corpo gorduroso. O corpo gorduroso dos Diptera e dos Lepidoptera é o que foi mais bem estudado. Nessas ordens, as fitas de corpo gorduroso desagregam-se e as células ficam soltas na hemolinfa. São os hemócitos, os agentes que provocam a dissolução das membranas que sustentam a estrutura geral do corpo gorduroso. As células são quebradas na hemolinfa durante a muda larva-pupa. Nos Diptera, o corpo gorduroso do adulto tem origem a partir do núcleo mesenquimatoso dos discos imaginais. Nos Lepidoptera, o corpo gorduroso perivisceral da larva incorpora e armazena os componentes protéicos provenientes da histólise do corpo gorduroso periférico da larva. Em seguida, suas células reorganizam-se para formar o corpo gorduroso do adulto.

Sistema traqueal. As mudanças que ocorrem no sistema traqueal são bastante sutis. O desenvolvimento das estruturas do adulto, especialmente das asas e da musculatura do voo, é o fator que provoca o maior número de modificações. Essas consistem especialmente no desenvolvimento de novos ramos, que crescem até as estruturas em formação. Também no caso do sistema traqueal, algumas traqueias e traquéolas da larva são completamente eliminadas.

Componentes traqueais específicos do adulto surgem a partir de **traqueoblastos**, que se encontram em diversos



Figuras 3.71a-b. Metamorfose do canal alimentar de um lepidóptero. **71a**, larva; **71b**, adulto. Fonte: Chapman (1998).

pontos do corpo da pupa. Os ramos recém-formados são preenchidos por fluidos, que são substituídos por ar apenas algumas horas antes da emergência e, em alguns deles, após a emergência do adulto. A chegada de ar às traqueias do adulto indica a ocorrência de um aumento do consumo de oxigênio, em parte associado a um aumento da atividade metabólica e, em parte, à retomada da atividade locomotora após a empupação.

Referências bibliográficas

Livros de texto

Brusca, R.C. & G.J. Brusca. 1990. Invertebrates. Massachusetts: Sinauer & Associates, Inc. 922 p.

Chapman, R.F. 1998. **The Insects: Structure and Function**. 4ª. edição. Cambridge: Cambridge University Press. 740 p.

Gullan, P.J. & P.S. Cranston 2005. **The Insects: an Outline of Entomology**. 3ª. edição. Londres: Blackwell Publishing Ltd. 505 p.

Imms, A.D. 1964. **A General Textbook of Entomology**. 9ª. edição (revista por O.W. Richards & R.G. Davies). Londres: Methuen & Co. Ltd. 886 p.

Kerkut, G.A. & L.I. Gilbert (eds.) 1985. **Comprehensive Insect Physiology, Biochemistry and Pharmacology.** Oxford: Pergamon Press Inc. 13 vols.

Snodgrass, R.E. 1935. **Principles of Insect Morphology.** New York: McGraw-Hill Book Co. 667 p.

Wigglesworth, V.B. 1965. **The Principles of Insect Physiology**. Londres: Methuen & Co. Ltd. 741 p.

Integumento

Andersen, S.O. 1979. Biochemistry of insect cuticle. **Annual Review of Entomology** 24: 29-61.

Hopkins, T.L. & K.J. Kramer 1992. Insect cuticle sclerotization. **Annual Review of Entomology** 37: 273-302.

Locke, M. 1991. Insect epidermal cells. p. 1-32. *In*: K. Binnington & A. Retnakaran (eds.). **Physiology of the Insect Epidermis**. Melbourne: CSIRO. 344 p.

Neville, A.C.; M.G. Thomas & B. Zelazny 1969. Pore canal shape related to molecular architecture of arthropod cuticle. **Tissue and Cell** 1: 183-200.

Richards, A.G. & P.A. Richards. 1979. The cuticular protuberances of insects. International Journal of Insect Morphology and Embriology, 8: 143-157.

Sistema Nervoso

Burrows, M. 1996. **The Neurobiology of an Insect Brain**. Oxford: Oxford University Press. 704 p.

Horridge, G.A. 1965. The Arthropoda: General anatomy, p. 801-964. *In*: T.H. Bullock & G.A. Horridge (eds.). **Structure and Function of the Nervous System of Invertebrates.** San Francisco: Freeman Publ. 2 vols.

Smith, D.S. & J.E. Treherne 1963. Functional aspects of the organisation of the insect nervous system. **Advances in Insect Physiology** 1: 401-484.

Strausfeld, N.J. & I.A. Meinertzhagen 1998. The insect neuron: types, morphologies, fine structure, and relationship to the architectonics of the insect nervous system, p. 487-538. *In:* F.W. Harrison & M. Locke (eds.). **Microscopic Anatomy of Invertebrates,** Vol. 11B, Insecta, New York: Wiley-Liss. 20 vols.

Órgãos dos Sentidos

Chapman, R.F. 1995. Chemosensory regulation of feeding, p. 101-136. *In*: R.F. Chapman & G.de Boer (eds.). **Regulatory Mechanisms in Insect Feeding**. New York: Chapman & Hall.

Finlayson, L.H. 1976. Abdominal and thoracic receptors in insects, centipedes and scorpions. *In:* **Function of Proprioceptors in the Invertebrates**. P.J. Mill (ed.). London: Chapman & Hall. p. 153-211.

Finlayson, L.H. 1976. Abdominal and thoracic receptors in insects, centipedes and scorpions. p. 153-211. *In*: P.J. Mill (ed.). **Structure and function of proprioceptors in the invertebrates.** London: Chapman & Hall. 686 p.

Gilbert, C. 1994. Form and function of stemmata in larvae of holometabolous insects. **Annual Review of Entomology** 39: 323-349.

Horridge, G.A. 1965. The Arthropoda: Receptors other than eyes, p. 1005-1062. *In*: T.H. Bullock & G.A. Horridge. **Structure and Function of the Nervous System of Invertebrates.** San Francisco: Freeman Publ. 2 vols.

Land, M.F. 1989. Variations in the structure and design of compound eyes. p. 90-111. *In*: D.G. Stavenga & R.D. Hardie (eds.). **Facets of Vision**, Berlin: Springer Verlag. 454 p.

Zacharuk, R.Y. & V.D. Shields 1991. Sensilla of immature insects. **Annual Review of Entomology** 36: 331-354.

Sistema Endócrino

Beaulaton, J. 1990. Anatomy, histology, ultrastructure, and functions of the prothoracic (or ecdysial) gland in insects, p. 343-435. *In*: A.P. Gupta (ed.). **Morphogenetic Hormones of Arthropods, Vol. 1, part 2, Embryonic and Postembryonic Sources.** New Brusnswick: Rutgers Univ. Press. 8 vols.

Nijhout, H.F. 1994. **Insect Hormones**. Princeton: Princeton University Press. 267 p.

Riddiford, L. M. 1994. Cellular and molecular actions of juvenile hormone. I. General considerations and premetamorphic actions. **Advances in Insect Physiology** 24: 213-274.

Stay, B.; S.S. Tobe & W.G. Bendena 1994. Allatostatins: identification, primary structures, functions and distribution. **Advances in Insect Physiology** 25: 267-337.

Zitnan, D.; I. Sauman & F. Sehnal 1993. Peptidergic innervation and endocrine cells of midgut. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology** *22*: 113-132.

Glândulas Exócrinas e Feromônios

Ali, D.W. 1997. The aminergic and peptidergic innervation of insect salivary glands. **Journal of Experimental Biology** 200: 1941-1949.

Noirot, C. & A. Quennedey 1974. Fine structure of insect epidermal glands. **Annual Review of Entomology** 19: 61-80.

Percy-Cunningham, J.E. & J.A. MacDonald 1987. Biology and ultrastructure of sex-pheromone-producing glands, p. 27-75. *In*: G.D. Prestwich & G.J. Blomquist (eds.). **Pheromone Biochemistry**. Orlando: Academic Press. 565 p.

Raina, A.K.; J.C. Davis & E. A. Stadelbacher 1993. Neuroendocrine control of sex pheromone biosynthesis in Lepidoptera. **Annual Review of Entomology** 38: 329-349.

Canal Alimentar

Billingsley, P.E. 1990. The midgut ultrastructure of hematophagous insects. **Annual Review of Entomology** 35: 219-248

Lehane, M.J. 1997. Peritrophic matrix structure and formation. **Annual Review of Entomology** 42: 525-550.

Martoja, R. & C. Ballan-Dufrançais 1984. The ultrastructure of the

digestive and excretory systems, p. 199-268. *In*: R.C. King & H. Akai (eds.). **Insect Ultrastructure,** New York: Plenum Press. Vol. 2.

Terra, W.R. 1990. Evolution of digestive systems of insects. **Annual Review of Entomology** 35: 181-200.

Corpo Gorduroso

Haunerland, N.H. & P.D. Shirk 1995. Regional and functional differentiation in the insect fat body. **Annual Review of Entomology** 40: 121-145.

Locke, M. 1984. The structure and development of the vacuolar system in the fat body of insects, p. 151-197. *In*: R.C. King & H. Akai (eds.). **Insect Ultrastructure.** New York: Plenum Press. 2 vols.

Oliveira, V.T.P.de & C.C. Landim 2003. Morphology and function of insect fat body cells: a review. **Biociências** 11: 195-205.

Sistema Traqueal

Hadley, N.F. 1994. Ventilatory patterns and respiratory transpiration in adult terrestrial insects. **Physiological Zoology** 67: 175-189.

Hinton, H.E. 1947. On the reduction of functional spiracles in the aquatic larvae of the Holometabola, with notes on the moulting processes of spiracles. **Transactions of the Royal Entomological Society, London B** 147: 90-120.

Hinton, H.E. 1968. Spiracular gills. **Advances in Insect Physiology** 4: 65-162.

Whitten, J.M. 1972. Comparative anatomy of the tracheal system. **Annual Review of Entomology** 17: 373-402.

Wigglesworth, V.B. 1954. Growth and regeneration of the tracheal system of an insect. **Quarterly Journal of Microscopical Science** 95: 115-137.

Sistema Circulatório

Gupta, A.P. (ed.). 1979. **Insect hemocytes: development, forms, functions and techniques.** Cambridge: Cambridge University Press. 614 p.

Jones, J.C. 1967. **The Circulatory System of Insects.** Springfield: C.C. Thomas. 255 p.

Krenn, H.W. & G. Pass 1994. Morphological diversity and phylogenetic analysis of wing circulatory organs in insects, part I: Non-Holometabola. **Zoology** 98: 7-22.

Krenn, H.W. & G. Pass 1995. Morphological diversity and phylogenetic analysis of wing circulatory organs in insects, part II: Holometabola. **Zoology** 98: 147-164.

Richards, A.G. 1963. The ventral diaphragm of insects. **Journal of Morphology** 113: 17-47.

Sistema Excretor

Maddrell, S.H.P. & B.O.C. Gardiner 1976. Excretion of alkaloids by Malpighian tubules of insects. **Journal of Experimental Biology** 156: 557-566.

Nobel-Nesbitt, J. 1991. Cuticular permeability and its control p. 252-283. *In*: K. Binnington & A. Retnakaran (eds.). **Physiology of the Insect Epidermis.** Melbourne: CSIRO. 344 p.

Phillips, J. E.; J. Hanrahan; M. Chamberlin & B. Thomson 1986. Mechanisms and control of reabsorption in insect hindgut. **Advances in Insect Physiology** 19: 329-422.

Shaw, J. & R.H. Stobbart 1963. Osmotic and ionic regulation in insects. **Advances in Insect Physiology** 1: 315-399.

Sistema Reprodutor

Büning, J. 1994. **The Insect Ovary: Ultrastructure, Previtellogenic Growth and Evolution.** London: Chapman & Hall. 416 p.

Chen, P.S. 1984. The functional morphology and biochemistry of insect male accessory glands and their secretions. **Annual Review of Entomology** 29: 233-255.

Dallai, R. & B. Afzelius 1993. Development of the accessory tubules of insect sperm flagella. **Journal of Submicroscopic Cytology and Pathology** 25: 494-504.

Engelmann, F. 1970. **The Physiology of Insect Reproduction.** Oxford: Pergamon Press. 307 p.

Happ, G.M. 1992. Maturation of the male reproductive system and its endocrine regulation. **Annual Review of Entomology** 37: 303-320.

Hinton, H.E. 1981. **Biology of Insect Eggs.** Vol. 1. Oxford: Pergamon Press. 474 p.

Scudder, G.G.E. 1961. The comparative morphology of the insect ovipositor. **Transactions of the Royal Entomological Society,** London 113: 25-40.

Tuxen, S.L. 1956. **Taxonomist's Glossary of Genitalia in Insects.** Copenhagen: Monksgaard. 283 p.

Embriologia

Counce, S.J. & C.H. Waddington (eds.). 1972. **Developmental Systems: Insects.** New York: Academic Press. 304 p.

Doe, C.Q. & C.S. Goodman. 1985. Early events in insect neurogenesis. I. Development and segmental differences in the pattern of neuronal precursor cells. **Developmental Biology** 111: 193-205.

Haget, A. 1977. L'embryologie des insects, p. 1-387. *In*: P.-P. Grassé (ed.). **Traité de Zoologie** Vol. 8, parte 5B. Paris: Masson et Cie.

Johannsen, O.A. & F.H. Butt 1941. **Embryology of Insect and Myriapods.** New York: McGraw-Hill. 462 p.

Desenvolvimento Pós-Embrionário

Chen, S.H. 1946. Evolution of the insect larva. **Transactions of the Royal Entomological Society, London A** 32: 35-39.

Cole, B.J. 1980. Growth ratios in holometabolous and hemimetabolous insects. **Annals of the Entomological Society of America** 73: 489-491.

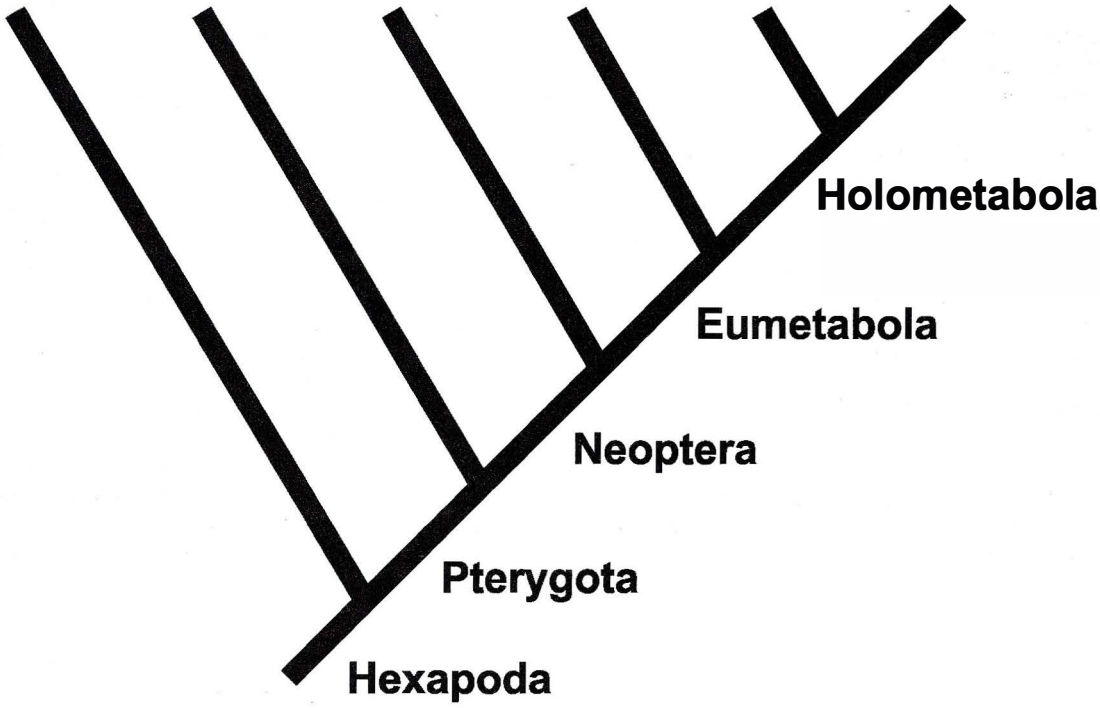
Hinton, H. E. 1963. The origin and function of the pupal stage. **Proceedings of the Royal Entomological Society, London A** 38: 77-85.

Ursprung, H. & R. Nöthiger (eds.) 1972. **The Biology of Imaginal Discs.** New York: Springer Verlag. 172 p.

Capítulo 4

FILOGENIA E CLASSIFICAÇÃO

Sergio Antonio Vanin



FILOGENIA E CLASSIFICAÇÃO

Sergio Antonio Vanin

Os insetos, também denominados de hexápodes por alguns autores, constituem o clado do reino animal com maior riqueza de espécies. Em geral, Hexapoda é o termo mais abrangente, que abrange todos os artrópodes providos de três pares de pernas, incluindo os representantes entognatos (com peças bucais internas), como os colêmbolos, proturos e dipluros. O termo Insecta atualmente é reservado para o clado dos insetos ectognatos (com peças bucais externas), compreendendo os membros primariamente sem asas, como as lepismas, e todos os insetos alados ou secundariamente desprovidos de asas (Pterygota). O termo "inseto", no entanto, às vezes ainda é aplicado para designar todos os membros do táxon Hexapoda, ao qual geralmente é associada a categoria taxonômica de superclasse.

Os insetos são artrópodes que possuem uma divisão do corpo ou tagmose bastante regular: cabeça, tórax e abdômen. O tórax sempre possui três segmentos e, no plano-básico, cada segmento está provido de um par de apêndices locomotores. Apesar dessa aparente uniformidade, há uma enorme diversidade estrutural, ecológica e etológica no grupo, adaptados para habitar principalmente ambientes terrestres, compartilhando respiração traqueal com os miriápodes, seus possíveis parentes mais próximos. Entretanto, existe um grande número de linhagens adaptadas à vida na água doce. Os insetos estão pouco representados, no entanto, nos ambientes marinhos, ocorrendo relativamente poucas espécies que habitam a faixa da zona entremarés ou o nêuston próximo à costa. A excreção por túbulos de Malpighi facilita a economia hídrica, algo muito importante em animais terrestres. As excretas que sofrem elaboração nos túbulos de Malpighi são despejadas na porção final do tubo digestivo, possibilitando que a maior parte da água seja retida, antes de serem eliminadas. Outra característica conspícua dos hexápodes é a cavidade pré-oral fechada inferiormente pelo lábio, estrutura resultante da fusão das segundas maxilas, uma adaptação importante para a tomada de alimento no meio terrestre.

Monofilia e a posição filogenética dos Hexapoda

Desde Cuvier (1812) que anelídeos e artrópodes são reunidos em um táxon denominado Articulata. Entretanto, uma série de trabalhos publicados no século 20 especialmente, a partir dos anos oitenta, utilizando dados morfológicos e moleculares, começou a mostrar que os Annelida (ou parte) poderiam estar relacionados com outros táxons que também possuem larva trocófora, como Mollusca, Pogonophora, Sipuncula e Entoprocta (por exemplo, Rouse 2000; Garey 2001; Almeida *et al.* 2003). Concomitantemente, outros pesquisadores publicaram evidências de que os artrópodes seriam mais próximos aos "asquelmintes" ou "pseudocelomados", como Nematoda, Nematomorpha, Kynorrhyncha e Priapulida, constituindo o táxon Ecdysozoa, incluindo também Onychophora e Tardigrada, caracterizado principalmente pela cutícula impregnada de quitina, e pelo crescimento mediante mudas (por exemplo, Giribet & Ribera 2000). Em geral, nos trabalhos que utilizaram dados moleculares, Hexapoda aparece como um grupo monofilético.

A classificação de Snodgrass (1938), fundamentada na metodologia da escola de Sistemática Evolutiva, sugeriu uma proximidade filogenética entre os artrópodes, monofiléticos, e os anelídeos. Mesmo os trabalhos polêmicos de Tiegs & Manton (1958), Anderson (1973), Manton (1973, 1977), que indicariam uma possível polifilia dos artrópodes, mostraram uma proximidade entre artrópodes e anelídeos. Essa visão "mantoniana", reconhecendo três grupos distintos de artrópodes – Uniramia (incluindo lobópodes, miriápodes e insetos), Crustacea e Chelicerata –, cada qual derivado de um ancestral não-artrópode, influenciou bastante a literatura dos anos setenta e oitenta, o que pode ser constatado nas classificações seguidas pelos compêndios da época. Entretanto, essa hipótese não obteve sustentação quando os dados foram submetidos a análises filogenéticas. Ficou evidente que a aparente independência das linhagens era resultado do uso de caracteres considerados autapomórficos, procedimento que não evidencia as relações de parentesco. As primeiras análises cladísticas realizadas corroboraram a hipótese tradicional dos artrópodes constituindo um grupo monofilético com os Annelida, constituindo o táxon Articulata (por exemplo, Ax 1987) ou Euarticulata (Nielsen 1995), ocorrendo apenas algumas diferenças na topologia dos cladogramas obtidos. Alguns trabalhos, como de Lake (1990), indicaram Arthropoda como parafilético. Wheeler *et al.* (1993)

realizaram uma análise cladística combinando caracteres morfológicos e moleculares, utilizando anelídeos como grupos externos, e obtiveram um cladograma de consenso estrito no qual Arthropoda resultou como táxon monofilético. Deve ser ressaltado que a topologia obtida é bastante semelhante àquela apresentada por Snodgrass (1938), discordando apenas por Myriapoda resultar monofilético. Por muitos anos, foi praticamente consenso admitir uma proximidade entre hexápodes e miriápodes e reunir os dois grupos em um táxon denominado Atelocerata, Antennata ou Tracheata (Kristensen 1998).

As principais sinapomorfias apresentadas para sustentar Tracheata são a ausência da segunda antena, presença de túbulos de Malpighi e traqueias. A primeira característica é uma perda, enquanto que a homologia das outras duas são questionadas em alguns trabalhos recentes.

Os túbulos de Malpighi são estruturas comuns a miriápodes e insetos ectognatos, mas estudos comparados de ultraestrutura dessas estruturas são escassos, o que dificulta a proposição de homologias primárias (Kraus 1998). Segundo Dohle (1998) e Kraus (1998), os túbulos de Malpighi devem ter se originado diversas vezes, por convergência, em diferentes linhagens de artrópodes terrestres. Os túbulos não aparecem nos Collembola, enquanto que nos Protura e Diplura estão representados por papilas existentes entre o intestino médio e o posterior. Não existe um estudo detalhado que esclareça se essas papilas são túbulos reduzidos ou se são estruturas originadas independentemente (Dohle 1998). Nos insetos entognatos, os túbulos de Malpighi abrem-se próximo à junção do intestino médio com o posterior. Eles não possuem o revestimento quitinoso presente no intestino posterior. Ainda existe debate sobre a origem dos túbulos, se ectodérmica, endodérmica ou até mesmo mesodérmica, esta última postulada por Seifert (1979). Estudos em drosófilas demonstraram que os túbulos representam crescimentos externos das paredes da região mais anterior do proctodeo. Entretanto, suas células fazem parte do intestino posterior e o epitélio não é revestido com uma íntima cuticular (Harbecke *et al.* 1996; Bitsch & Bitsch 2004). Nos Myriapoda, não se conhecem tais detalhes sobre a formação dos túbulos. Túbulos de Malpighi também existem em Arachnida como evaginações da parede do intestino médio e são considerados de origem endodérmica (Dohle 1998).

Vários autores sustentam a homologia das traqueias em miriápodes e insetos (por exemplo, Wagele & Stanjek 1995). Os estudos de Klass & Kristensen (2001) apontam para uma provável homologia entre os vários sistemas traqueais, exceto em Scutigeromorpha. Outros autores discordam e defendem uma origem independente desses sistemas, ressaltando diferenças relacionadas com a posição e a distribuição dos espiráculos, o padrão de ramificação dos tubos, e a existência ou não de tenídeas responsáveis pelo suporte interno das paredes internas (Dohle 1998; Kraus 1998). O que as traqueias de miriápodes e insetos possuem em comum é serem tubos de origem ectodérmica, com revestimento quitinoso, que possibilitam o transporte do oxigênio para os tecidos. Onicóforos, aranhas e ácaros também possuem traqueias, mas originadas independentemente.

Com o incremento dos trabalhos utilizando dados moleculares, surgiram hipóteses alternativas à proposta tradicional de considerar Myriapoda, ou algum grupo de Myriapoda, como grupo-irmão de Hexapoda. Uma delas considera o grupo monofilético formado por Crustacea mais Insecta, denominado Pancrustacea (Fig. 4.1). Essa hipótese vem ganhando adeptos e vem sendo defendida por sistematas com base em dados morfológicos (Bitsch & Bitsch 1998, 2000; Lawrence 1999; Janssens 2007) e moleculares (Friedrich & Tautz 1995; Strausfeld *et al.* 1998; Boore *et al.* 1998; Nardi *et al.* 2003). Algumas das principais sinapomorfias propostas entre crustáceos (malacóstracos) e insetos estariam relacionadas com a morfologia do cérebro, a estrutura de especificação de neurônios, a estrutura fina dos omatídios e a expressão de genes responsáveis pela segmentação (Dohle 1998; Nilsson & Osorio 1998). Entretanto, trabalhos recentes, baseados em dados morfológicos, continuam a embasar a monofilia de Tracheata (como Bitsch & Bitsch 2004).

O estado de conhecimento atual não permite, ainda, considerar que as relações entre os vários táxons de artrópodes estejam bem definidas.

Relações filogenéticas entre as ordens dos hexápodes

Como ponto de referência para discussão das relações filogenéticas entre os vários subgrupos de Hexapoda, será utilizada a proposta de Wheeler *et al.* (2001a,b), baseada em dados morfológicos (275 caracteres) e moleculares (cerca de 1000 bases de rDNA 18S e 350 bases de rDNA 28S), e utilizando crustáceos e miriápodes como grupos externos. Caracteres morfológicos têm sido considerados e comentados por vários autores, principalmente Snodgrass (1938), Hennig (1953, 1981), Kristensen (1975, 1981, 1991, 1995) e Boudreaux (1979), e já empregados em análises filogenéticas amplas, como as realizadas por Wheeler *et al.* (2001a) e Beutel & Gorb (2001). Embora persistam equívocos quanto à interpretação ou codificação de alguns caracteres (Beutel & Gorb 2001), a análise de Wheeler *et al.* (2001a) é a mais abrangente realizada até o momento, empregando metodologia filogenética. O cladograma da Fig. 4.2 foi baseado em Wheeler *et al.* (2001b: 404, Fig. 20), mas não foi considerado o clado (Thysanoptera (Psocoptera, Phthiraptera)), que possui sustentação apenas por dados moleculares. Outra diferença é a inclusão da ordem Mantophasmatodea, descrita em 2002. Na apresentação dos clados, sempre que pertinente, será utilizada notação parentética. Para referência a determinado táxon de maneira inequívoca foi

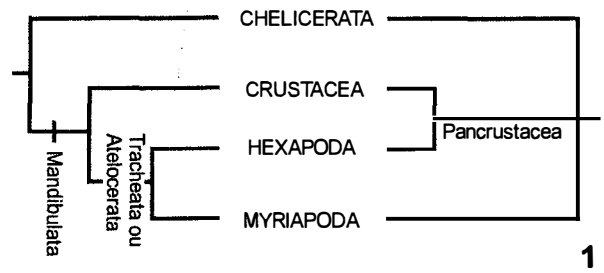


Figura 4.1. Filogenia dos representantes recentes dos Arthropoda. Comparação entre duas hipóteses: lado esquerdo, proposta de Mandibulata e Tracheata ou Atelocerata segundo Weygoldt (1986) e Nielsen (1995); lado direito, proposta de Pancrustacea segundo Friedrich & Tautz (1995).

utilizada a convenção do grupo+ (Amorim 1982). As principais apomorfias dos clados de 1 a 59, segundo a topologia da Fig. 4.2, estão listadas na Tab. 4.1. Esse cladograma, assim como outras hipóteses existentes, são discutidas a seguir.

Os ramos basais dos Hexapoda: Apterygota e Pterygota *versus* Ectognatha e Entognatha

A classificação tradicional dos insetos em ápteros ("Aptera" ou "Apterygota") e alados (Pterygota) foi estabelecida por Aristóteles e mantida por Linnaeus (1758). Segundo o conceito lineano, os insetos apterigotos englobavam todos os insetos sem asas, inclusive as formas secundariamente ápteras, como as pulgas. Latreille (1809, 1817) reconheceu a distinção entre as duas formas de ausência de asas e erigiu o táxon "Thysanura", reunindo os insetos primitivamente sem asas. Snodgrass (1938), com base em estudos de morfologia comparada, contestou a validade do táxon "Aptera", reconheceu a condição particular das peças bucais de Diplura, Collembola e Protura, e verificou que os tisanuros e os insetos pterigotos compartilhavam a presença de um ovipositor e de um tentório posterior. Além disso, Snodgrass (*l.c.*) argumentou que a articulação entre as mandíbulas e a cápsula cefálica era distinta nos tisanuros maquiloides (atuais Archaeognatha) e nos tisanuros lepismatoides (atuais Zygentoma), e que a condição existente nesses últimos era idêntica à que ocorria nos insetos pterigotos, o que sugeria que os maquiloides deveriam possuir uma posição mais basal em relação aos lepismatoides e pterigotos. Hennig (1953, 1981) realizou as primeiras análises

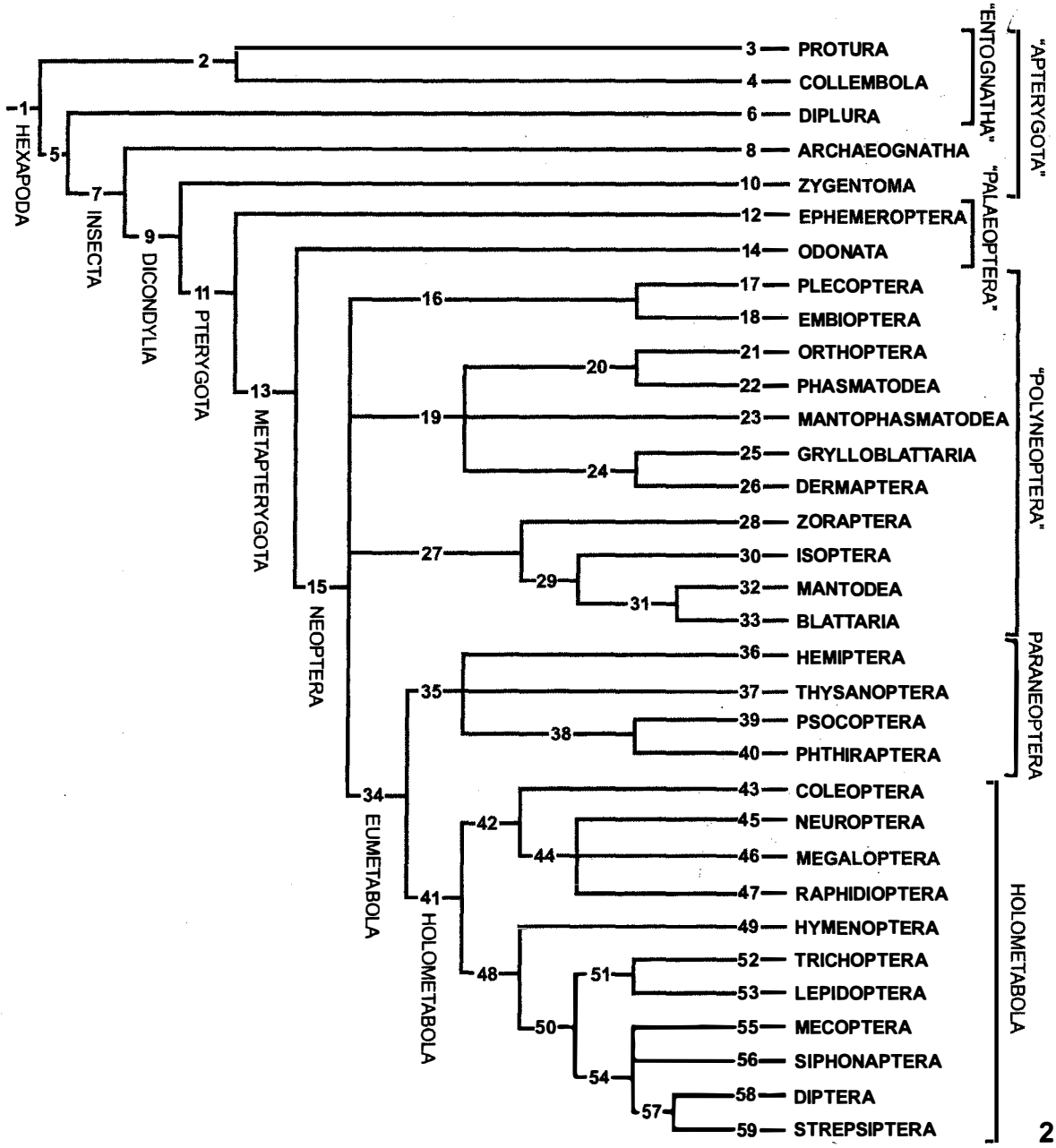


Figura 4.2. Cladograma dos relacionamentos entre os Hexapoda. Fonte: Wheeler *et al.* (2001b).

cladísticas em Hexapoda e postulou uma relação de grupo-irmão entre Entognatha e Ectognatha (ou Insecta). A entognatia é a situação resultante do envolvimento das peças bucais, pelo menos das mandíbulas e maxilas, por dobras do tegumento oral, de tal forma que essas peças ficam situadas dentro de uma bolsa profunda. As principais sinapomorfias dos Entognatha seriam a própria entognatia e a redução de várias estruturas, em especial os túbulos de Malpighi e os olhos compostos, ausentes em Diplura e Protura, presentes nos Collembola, mas com no máximo 16 omatídios esparsos de cada lado da cabeça (Kristensen 1998). As sinapomorfias apresentadas por Hennig (1981) para sustentar a monofilia dos Ectognatha são praticamente as mesmas fornecidas na Tab. 4.1, para o clado 7 (Fig. 4.2).

Protura (clado 3) e Collembola (clado 4) constituem linhagens bem distintas, monofiléticas. Uma importante sinapomorfia de Collembola, o número reduzido de segmentos abdominais, seis, pode ser explicada pelo desenvolvimento anamórfico, suspenso em um estágio mais inicial do desenvolvimento. No desenvolvimento anamórfico, o jovem nasce com menos segmentos corporais que o adulto. A cada muda, um novo segmento é formado, até que o número de segmentos característico do adulto é alcançado. Em Protura, o desenvolvimento anamórfico também ocorre e prossegue ao longo da vida do indivíduo, dando origem a um abdômen com 12 segmentos (Kristensen 1998).

Os colêmbolos constituem uma linhagem muito antiga. O fóssil mais antigo conhecido de Hexapoda é *Rhyniella praecursor* Hirst & Maulik, do Devoniano da Escócia, com cerca de 400 milhões de anos. Esses fósseis já possuem as peças bucais entognatas (Hirst & Maulik 1926), característica que se manteve nas espécies atuais de colêmbolos. Alguns trabalhos mais recentes, com base em dados moleculares, indicam que a linhagem dos colêmbolos poderia ter se originado antes mesmo da divergência da linhagem que originou os demais hexápodes e muitos dos crustáceos recentes (por exemplo, Nardi *et al.* 2003). Collembola teria derivado da linhagem Pancrustacea antes da invasão da terra firme pelos Hexapoda. Nessa proposta, teria havido duas invasões independentes, e as características geralmente utilizadas para reunir Collembola aos Ellipura e demais insetos deveriam ser consideradas homoplasias resultantes das adaptações de vida à terra firme. Assim sendo, o táxon Hexapoda, tradicionalmente aceito e pouco questionado até recentemente, não seria monofilético. Bitsch *et al.* (2004) ressaltaram as incongruências observadas nas propostas de parentesco entre os artrópodes, quando baseadas exclusivamente em dados moleculares e citaram, como exemplo, o posicionamento proposto para Collembola. Esses autores (*l.c.*) sugeriram que deve haver cautela para não realizar julgamentos apressados e propuseram a adoção de uma estratégia mais cautelosa, baseada em evidência total, considerando filogenias que utilizassem dados moleculares e morfológicos. Cameron *et al.* (2004), com base em dados de genoma mitocondrial, chegaram a conclusões semelhantes. Cumpre ressaltar que alguns trabalhos com base apenas em dados morfológicos e sem utilizar metodologia filogenética, já haviam sugerido uma proximidade entre colêmbolos e crustáceos, mas não causaram repercussão. Por exemplo, Lawrence (1999) discutiu uma série de semelhanças compartilhadas entre os colêmbolos e os anfípodes, e concluiu que os colêmbolos não seriam insetos, mas crustáceos terrestres relacionados com anfípodes gamarídeos.

Diplura⁺ (clado 5). A presença de cercos longos e multiarticulados, apêndices do segmento abdominal XI, ausentes em Ellipura (Protura + Collembola), seria a principal sinapomorfia de Diplura⁺ (Diplura + Insecta) (Kristensen 1998). Nos "Polyneoptera", a ausência dos cercos seria uma perda. Para Hennig (1981), a presença dos cercos fazia parte do plano-básico dos Hexapoda, de modo que a perda foi considerada uma sinapomorfia de Ellipura. Kukalová-Peck (1991, 1998), seguindo opiniões já aventadas por outros morfologistas, como Manton (1964, 1972) e Kraus (1998), sugeriu que a entognatia constituiria um conjunto de características homoplásticas e que teria surgido duas vezes independentemente. Assim, os Entognatha seriam parafiléticos, e os Diplura seriam o grupo-irmão dos Ectognatha. Kukalová-Peck (*l.c.*) também contestou a monofilia de Diplura. Suas ideias basearam-se no estudo do fóssil *Testajapyx thomasi* Kukalová-Peck, do Carbonífero Superior de Illinois, interpretado por ela como sendo Diplura Testajapygidae. Convém ressaltar que Bitsch (1994) questionou a associação do fóssil *Testajapyx* Kukalová-Peck aos Diplura. Segundo a reconstrução de Kukalová-Peck (*l.c.*) (Fig. 4.3), esse fóssil possuiria uma série de características não encontradas nos Diplura atuais, podendo ser destacados os olhos compostos grandes e bem desenvolvidos, as peças bucais expostas e não envolvidas pela bolsa cefálica, os palpos maxilares e os palpos labiais multiarticulados, presença de exitos nas pernas torácicas, e apêndices anulares articulados nos segmentos abdominais I-VI. Kukalová-Peck (1987) considerou que a existência de peças bucais externas deveria ser considerada condição primitiva e, portanto, a entognatia em Diplura seria resultado de um evento independente daquele que teria ocorrido em Ellipura. Kristensen (1998) questionou algumas das decisões de polarização de caracteres assumidas por Kukalová-Peck (1987, 1991) e ponderou que uma tricotomia basal (Ellipura + Diplura + Insecta) representaria, de forma mais adequada, o estado de conhecimento atual sobre as relações entre os grupos basais de hexápodes. No cladograma de consenso obtido por Wheeler *et al.* (2001a,b), o clado Diplura⁺ está presente. Além da sinapomorfia citada acima para Diplura⁺, Wheeler *et al.* (2001a) citam outras que precisam ser reavaliadas, como a presença de duas garras

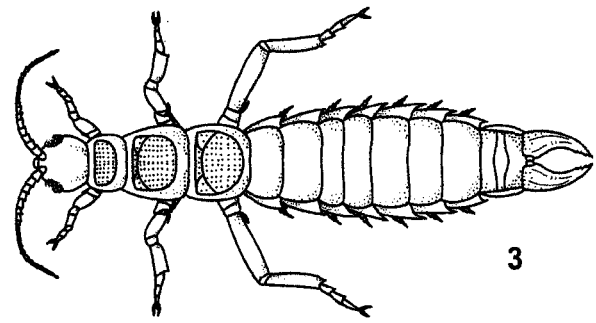


Figura 4.3. Reconstrução de *Testajapyx thomasi*, Diplura do Carbonífero Superior de Illinois, EUA. Fonte: Kukalová-Peck (1987).

pré-tarsais nos jovens, que torna a ser única nas larvas de Hymenoptera+ (clado 48). Deve ser ressaltado que a monofilia de Diplura não é consenso entre os especialistas (Kristensen 1998). Apenas os Japygoidea e os Campodeidae são bem conhecidos, enquanto que nas famílias menores e mais raras, como Anajapygidae, Protojapygidae e Procampodeidae, muitas características importantes continuam desconhecidas.

Archaeognatha (clado 8). Embora esse táxon seja considerado monofilético por diferentes autores, bem sustentado por várias sinapomorfias (Tab. 4.1), há controvérsia quanto a sua denominação. Archaeognatha e Zygentoma foram propostos por Börner (1904) como subordens de Thysanura. No mesmo ano, Verhoeff (1904) utilizou o nome Microcoryphia para o táxon Archaeognatha *sensu* Börner, considerando-o no nível de ordem. Esse mesmo táxon foi considerado como subordem de Thysanura por Remington (1954) e como ordem por Ross (1965). Desde então, o nome Microcoryphia divide com Archaeognatha a preferência dos diferentes autores.

Zygentoma (clado 10). A monofilia de Zygentoma (Thysanura *sensu stricto*) foi questionada por Kristensen (1981, 1991, 1995) e mais recentemente por outros especialistas (Bitsch & Bitsch 2004). A presença de conjugação de espermatozoides é uma sinapomorfia provável do clado e foi proposta por Jamieson *et al.* (1999). O pareamento ou conjugação de espermatozoides, dois a dois, é conhecido em uns poucos táxons de artrópodes, distantemente relacionados: em diplópodes, em Zygentoma e em alguns besouros ditiscídeos (Bitsch & Bitsch 2004). Em Zygentoma, a ocorrência de pareamento foi verificada em Lepismatidae, em espécies de *Lepisma* L. e *Thermobia* Bergroth, enquanto que em Lepidothrichidae foi observada uma fusão de espermatozoides. Entretanto, a conjugação ainda não foi encontrada em Ateluridae e Nicoletiidae. Nas análises de Bitsch & Bitsch (2004) Zygentoma resultou parafilético.

Pterygota e a origem das asas

Os insetos foram os primeiros animais que voaram. Os primeiros fósseis de insetos alados são do Carbonífero Inferior (Período Pensilvaniano). Um fóssil do Devoniano Superior dos Montes Urais, *Eopterum devonicum* Rohdendorf, foi descrito como sendo de um inseto alado, tendo sido interpretado originalmente como um molde incompleto de uma asa anterior e uma posterior (Rohdendorf 1991). Entretanto, dez anos após a descrição do fóssil, Rohdendorf recebeu material adicional para estudo e verificou que as estruturas que havia considerado como asas eram, na realidade, parte do leque caudal de um crustáceo malacóstraco (Kukalová-Peck 1978). Existe muita especulação na literatura sobre as estruturas que teriam dado origem às asas dos insetos e quais seriam as funções das protoasas. Antes de apresentar as hipóteses existentes, no entanto, algumas considerações devem ser feitas sobre a origem dos Pterygota.

As asas desenvolveram-se uma única vez na história evolutiva dos insetos. Os escleritos axilares e placas existentes na base das asas que permitem a articulação entre as asas e o corpo são semelhantes em todos os insetos alados, fósseis e recentes, e podem ser considerados homólogos (Brodsky 1994). Ao longo da história evolutiva, houve alterações a partir de um plano-básico, principalmente quanto a fusões desses escleritos e placas envolvidos na articulação. A homologia secundária dos escleritos axilares e placas é sustentada pelo cladograma (Fig. 4.2).

As asas desenvolveram-se após o surgimento da linhagem dos insetos, quando estes já possuíam algumas características bem estabelecidas: respiração aérea traqueal, resistência à dessecação e três pares de pernas torácicas locomotoras. Essas três condições podem ser consideradas indispensáveis para o desenvolvimento das asas e do voo (Brodsky 1994). O desenvolvimento ontogenético dos insetos mostra que o aparecimento do sistema traqueal precede o surgimento das asas. Sem adaptações para evitar desidratação, seria improvável que um animal pequeno como um inseto pudesse resistir à dessecação ocasionada pelo efeito do vento durante o voo. As asas dos insetos desenvolveram-se apenas nos segmentos torácicos, provavelmente porque esses são os únicos segmentos dos insetos que já dispunham de estruturas esqueléticas e musculares, associadas à locomoção pelas pernas, disponíveis para serem redirecionadas para as novas funções do voo. Há evidências de que alguns músculos de voo derivaram de músculos das pernas. A região pleural, que originalmente servia de ponto de apoio para os músculos das pernas, passou a atuar como um fulcro rígido para as asas. As asas desenvolveram-se em apenas dois segmentos, o meso e o metatórax. Isso talvez pudesse ser explicado porque a turbulência gerada por três pares de asas tornaria o voo impossível ou ineficiente, e também porque essa localização no meso e metatórax seja a posição aerodinâmica mais favorável.

Existem duas hipóteses principais para explicar a origem das asas nos insetos pterigotos:

1. A hipótese mais antiga supõe que as asas surgiram em insetos aquáticos. As asas seriam modificações de epipoditos das pernas, estruturas que deveriam estar presentes nos apêndices locomotores dos insetos ancestrais e que funcionariam como brânquias respiratórias. Oken (1811, *apud* Wigglesworth 1963) foi o primeiro a propor essa hipótese do exito de perna torácica, retomada bem mais tarde por Wigglesworth (1963) e desenvolvida por Kukalová-Peck (1978, 1983, 1991, 1998). As asas são formadas por duas lâminas de cutícula e epiderme, suportadas internamente por veias, no interior das quais existem traqueias e estruturas nervosas, circundadas por hemolinfa. Essa estrutura básica da asa é muito semelhante à estrutura das brânquias encontradas em imaturos de alguns insetos aquáticos.

Kukalová-Peck (1978, 1983, 1991, 1998) criticou a ideia da Manton (1972, 1973, 1977) de considerar o apêndice dos artrópodes primitivamente unirreme, isto é, sem exitos. Considerou que muitos insetos paleozoicos, tanto ápteros como alados, possuíram exitos na pré-coxa e na subcoxa. Esses exitos estariam ainda presentes em insetos recentes, como as lepismas. Interpretou os estilos existentes em Diplura, Protura, Archaeognatha e Zygentoma recentes como sendo enditos. As asas teriam se originado em indivíduos jovens da linhagem ancestral dos pterigotos. Os exitos coxais teriam atuado em algumas espécies como projeções respiratórias. Mais tarde, tornaram-se relativamente móveis e dotados de musculatura,

e podem ter auxiliado na natação. Posteriormente, a epicoxa teria sofrido fissão, originando os escleritos responsáveis pela articulação da base da asa com o corpo (Fig. 4.4). Nos pterigotos adultos, as protoasas podem ter sido utilizadas para empurrar elementos do substrato, além de atuarem como paraquedas, retardando a queda do inseto quando ele se lançasse de substratos mais altos. Nos jovens que seriam aquáticos, as protoasas curvaram-se para trás, tornando-se imóveis e hidrodinâmicas, enquanto que os adultos, terrestres, mantiveram a articulação e a mobilidade, e tiveram um grande aumento na superfície alar, tornando-se adaptadas para o voo.

Averof & Cohen (1997) compararam genes em insetos e crustáceos e apresentaram evidências de que parecem suportar uma ligação genética entre pernas e asas. Utilizaram técnicas de imunofluorescência para determinar as regiões onde os produtos dos genes estariam presentes nas pernas de larvas de artêmias e lagostins, e em drosófilas. Os genes *nubbin* (*pdm*) e *apterous* (*ap*), já conhecidos e que condicionam características das asas dos insetos, se expressaram nos epipoditos das duas espécies de crustáceos. Entretanto, deve ser levado em conta que os genes podem apresentar efeitos pleiotrópicos, podendo influenciar estruturas não relacionadas. Por exemplo, o gene *nubbin*, além de influenciar o desenvolvimento do eixo próximo-distal da asa, também influencia o desenvolvimento do sistema nervoso. Além disso, o fato de os genes *pdm* e *ap* não se expressarem na região do noto apoia a hipótese da origem branquial. Outra evidência importante foi obtida pelos autores, com o uso de um marcador químico que cora de maneira diferencial as proteínas codificadas pelos genes *pdm* e *ap*. Nas larvas dos crustáceos, a região dorsal das pernas foi marcada pelo corante e, na drosófila, o corante evidenciou que os brotos alares se desenvolvem na região dorsal dos primórdios das pernas. Essa também é uma evidência a favor da hipótese da origem das asas a partir de epipoditos branquiais.

2. A outra hipótese, com muitos seguidores, propõe que as asas se desenvolveram a partir de crescimentos externos da parede do corpo. Essa ideia foi proposta inicialmente por Müller (1873), que a denominou de hipótese do "esquilo voador". Mais tarde, foi difundida por Snodgrass (1938, 1958) como a hipótese do "lobo paranotal". Os lobos paranotais são expansões laterais dos tergitos torácicos, relacionados com a proteção das laterais do corpo e das pernas, e foram observados em trilobitas, crustáceos, miriápodes e insetos. As evidências morfológicas para essa hipótese baseiam-se principalmente na existência de lobos torácicos desenvolvidos em Archaeognatha e Zygentoma, insetos atuais, e em alguns fósseis. Alguns insetos fósseis alados, como os paleodictiópteros, possuem lobos protorácicos desenvolvidos, aparentemente articulados e com venação bem desenvolvida. Nessa hipótese, em alguns insetos de vida terrestre e arbórea, os lobos teriam gradualmente aumentado de tamanho e funcionariam como paraquedas (Fig. 4.5). Quando o inseto se lançasse do alto da vegetação, os lobos retardariam a queda e possibilitariam uma reorientação do corpo, facilitando a aterrissagem e aumentando a probabilidade de escapar de eventuais predadores. Posteriormente, o aumento dos lobos tornaria possível um voo planado, de planta para planta. O desenvolvimento de articulações entre o corpo e os lobos permitiria que esses fossem movimentados por ação dos músculos torácicos, através da depressão do noto. Modificações nas articulações e o surgimento de músculos ligados às asas teriam possibilitado o voo ativo. A maior crítica a essa hipótese é que não existem explicações convincentes sobre a origem dos escleritos de articulação e da musculatura do voo, algo proporcionado pela hipótese anterior.

Kukalová-Peck (1978) discutiu outras hipóteses sobre a origem das asas, distintas ou apenas variações das duas principais, mas que não tiveram repercussão ou não lograram divulgação mais ampla por terem sido publicadas em russo. As três primeiras invocam origem em ambiente aquático. A primeira delas é a hipótese do "opérculo branquial" de Woodworth (1906), que considera que a mudança do hábitat terrestre para o aquático foi o fator que estimulou o surgimento das asas. O autor foi influenciado pela presença das placas protetoras das brânquias filamentosas que ocorrem em alguns efemerópteros e que atuam como opérculos, protegendo-as da obstrução por detritos e propiciando uma melhor circulação da água. A segunda hipótese é a da "nadadeira" de Bradley (1942), que também considera a passagem da vida terrestre para a aquática como o fator desencadeador do surgimento das asas. Os insetos com as asas em forma de pequenas nadadeiras viveriam tanto na terra como na água (ou seja, são anfibiótica). Bradley (1942) procurou justificar o valor adaptativo das pequenas protoasas

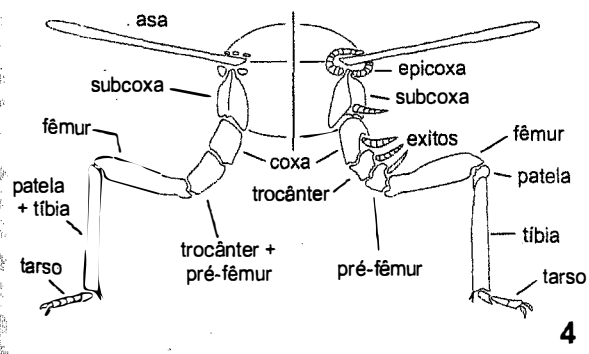


Figura 4.4. Apêndices de adultos e ninfa. Lado esquerdo, perna torácica e apêndices derivados. Lado direito, morfologia da ninfa, como ocorrem em insetos pterigotos mais basais do paleozoico. Fonte: Kukalová-Peck (1991).

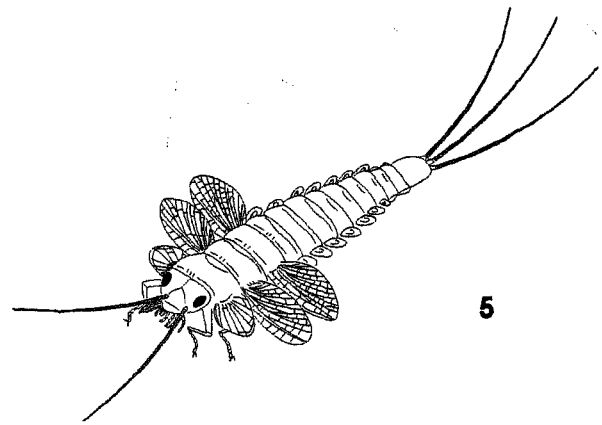


Figura 4.5. Inseto paleozoico com lobos paranotais. Fonte: Rasnitsyn (1998).

considerando que, embora não tivessem muita utilidade no meio terrestre, poderiam ser muito eficientes como órgãos propulsores no ambiente aquático. A terceira é a hipótese de Wigglesworth (1973), que sugeriu que as asas torácicas são homólogas às brânquias abdominais das ninfas dos efemerópteros e essas com os estilos abdominais dos insetos apterigotos. As brânquias abdominais são estruturas articuladas, movimentadas por músculos. Na região torácica das ninfas dos efemerópteros, podem ocorrer brânquias, mas nunca articuladas. Fica difícil, portanto, aceitar a homologia entre os estilos torácicos e as asas. A quarta hipótese é de Bocharova-Messner (1971), da "aba espiracular", baseada em observações da ontogenia das asas de libélulas. Nessa hipótese, os insetos ancestrais teriam hábitos terrestres e pernas adaptadas para correr. A aba seria formada por uma evaginação do tegumento próximo ao espiráculo e teria função protetora, podendo formar um átrio e regular a entrada de ar na traqueia e facilitar as trocas gasosas. Após aumentar de tamanho, a aba expandida teria adquirido mobilidade e estruturas sensoriais. Continuaria atuando na respiração, mas também poderia atuar como uma estrutura de equilíbrio que facilitaria deslocamentos rápidos.

Alguns autores propuseram outras possíveis funções para as protoasas, quaisquer que tenham sido suas origens: comportamentos na corte sexual (Alexander & Brown 1963); termorregulação (Kingsolver & Koehl 1994); propulsão na superfície da água, com as asas sendo utilizadas como remos, de modo similar ao realizado por alguns plecópteros recentes (Marden & Kramer 1994).

Problemas nos relacionamentos das linhagens basais dos Pterygota

Três linhagens de Pterygota recentes (clado 11) são reconhecidas tradicionalmente como monofiléticas: Ephemeroptera (clado 12), Odonata (clado 14) e Neoptera (clado 15) (ver Fig. 4.2). As evidências de monofilia de cada uma dessas linhagens são robustas. Os Neoptera possuem uma sinapomorfia que deve ter tido uma grande influência na história evolutiva dos insetos: um músculo pleural, inserido no terceiro esclerito axilar de articulação das asas, possibilita com que as asas sejam dobradas para trás, umas sobre as outras, sobre o tórax e o abdômen. Os escleritos existentes nas asas de Ephemeroptera e Odonata não permitem o flexionamento para trás, e as asas são mantidas perpendiculares ao corpo ou dobradas umas de encontro às outras sobre o abdômen. Essa diferença levou os taxonomistas a reconhecer dois agrupamentos de insetos pterigotos atuais, um que não pode dobrar as asas (condição primitiva, em um táxon Palaeoptera) e outro que pode dobrar as asas (condição derivada, em um táxon Neoptera). Há indícios de que fósseis de uma ordem extinta de insetos paleópteros, os Megasecoptera, do Permiano Inferior, adquiriram independentemente dos Neoptera a capacidade de flexionar as asas para trás. O relacionamento entre as linhagens Ephemeroptera, Odonata e Neoptera ainda é motivo de controvérsia. As dificuldades ocorrem em grande parte devido aos problemas de ordenamento temporal das várias condições (chamada polarização), uma vez que muitos dos caracteres dizem respeito às asas, inexistentes nos grupos externos. Alguns autores, por exemplo, Kukalová-Peck (1978, 1983, 1987, 1991, 1998), valem-se de caracteres observados e interpretados em fósseis, principalmente representados por impressões de asas, o que acarreta dificuldades e limitações adicionais. todas as três soluções possíveis, considerando-se três terminais, já foram propostas:

1. (Ephemeroptera + Odonata) Neoptera)), sendo o táxon (Ephemeroptera + Odonata) denominado Palaeoptera (Martynov 1925). Até recentemente, essa era a hipótese com maior número de seguidores, principalmente entre os paleontólogos. Hennig (1969, 1981) e Kukalová-Peck (1991, 1998) são alguns dos defensores da hipótese, além de Kristensen (1991), com reservas. As principais sinapomorfias apresentadas são as seguintes: (1) veia M (média) sempre com ramo basal; e (2) antenas reduzidas nos adultos, semelhantes a uma cerda. A existência de ninfas aquáticas também foi apresentada como condição derivada por Hennig (1981), mas considerada incerta por Kristensen (1991), pois a hipótese de Kukalová-Peck (1991) postula uma origem aquática para o sistema traqueal e, dessa forma, os primeiros insetos seriam aquáticos.

2. (Odonata (Ephemeroptera + Neoptera)), sendo o táxon (Ephemeroptera + Neoptera) denominado Opisthopterata (Lemche 1940) ou Chiastomyaria (Schwanwitsch 1956). Essa hipótese foi sustentada por Boudreaux (1979). Dentre as três, é provavelmente a hipótese com menor aceitação entre especialistas. O argumento principal baseia-se na transferência dos espermatozoides, que em Odonata ainda ocorreria de maneira indireta, por meio do órgão copulador situado nos segmentos abdominais II e III. Assim, a transferência direta do esperma, gonóporo para gonóporo, seria considerada uma sinapomorfia que uniria Ephemeroptera e Neoptera. Outra possível sinapomorfia estaria relacionada com a movimentação das asas. Nos Ephemeroptera e em muitos Neoptera, o movimento para baixo é realizado mediante ação da musculatura indireta dorso-longitudinal, enquanto que o movimento para cima se dá mediante ação das musculaturas indiretas tergosternal e tergopleural, as quais abaixam os tergos e as bases das asas. Nos Odonata, as asas são movimentadas para baixo mediante contração da musculatura direta e para cima por meio de músculos indiretos, inseridos nos escleritos tergais da base das asas. Uma configuração semelhante ocorre nas baratas, gafanhotos e besouros, insetos neópteros com um número de batimentos de asas relativamente baixo (4 a 30 por segundo). Nos neópteros com maior número de batimentos de asas (acima de 200 por segundo), a movimentação das asas ocorre mediante ação da musculatura indireta.

3. ((Ephemeroptera (Odonata + Neoptera)), sendo o táxon (Odonata + Neoptera) denominado Metapterygota (Börner 1904). Essa hipótese foi sustentada por Kristensen (1975, 1981) e tem recebido corroboração resultante de análises que utilizam dados moleculares (por exemplo, Wheeler *et al.* 2001a,b). Uma sinapomorfia que sustenta Metapterygota é a existência de asas com um tronco traqueal anterior e outro posterior, geralmente fundidos e formando um arco. Nos efemerópteros, apenas o tronco anterior está presente, uma condição semelhante à existente em Archaeognatha

(Kristensen 1975). Outra sinapomorfia seria a ausência do estágio de subimago, presente apenas em Ephemeroptera.

Clados principais reconhecidos em Neoptera

Neoptera é a linhagem que contém a maioria (26) do total (30) das ordens recentes dos insetos. Por mais que as classificações sugeridas para os insetos divirjam, em algum grau concordam com Martynov (1925) em subdividir os Neoptera em três agrupamentos, o complexo ortopteroide ("Polyneoptera", clados 16, 19 e 27), o complexo hemipteroide (Paraneoptera, clado 35), e os insetos com metamorfose completa (Oligoneoptera ou Holometabola, clado 41). A composição de cada agrupamento e o relacionamento entre os táxons terminais podem apresentar diferenças, de acordo com os diferentes especialistas.

"Polyneoptera" (clados 16, 19 e 27). O agrupamento mais basal, "Polyneoptera", é o mais heterogêneo dos três e a sua monofilia ainda é questionada. Propostas mais recentes reforçam a ideia de que esse táxon é parafilético. Três ordens – Plecoptera, Embioptera e Zoraptera – variam muito de posição de acordo com os especialistas que propuseram diferentes classificações. Terry & Whiting (2005) realizaram a análise filogenética com melhor amostragem e mais acurada dos Polyneoptera empreendida até o momento, baseada em sequências completas de DNAr 18S, DNAr 28S, Histona 3 e caracteres morfológicos. Foram incluídos representantes de 79 das 116 famílias atuais aceitas em Polyneoptera. Como grupos externos, foram considerados representantes de Archaeognatha, Zygentoma, Ephemeroptera, Odonata, Hemiptera e Holometabola. Três metodologias foram utilizadas: análise de parcimônia, análise de otimização direta e análise Bayesiana. Os resultados obtidos suportam a monofilia dos táxons Neoptera, Holometabola e Hemiptera. Odonata aparece como irmão de Neoptera. Polyneoptera resultou parafilético nas análises de parcimônia e de otimização direta, mas monofilética na análise Bayesiana. Nas análises de parcimônia e de otimização direta, o táxon Plecoptera + Dermaptera + Zoraptera resultou grupo-irmão de Holometabola, enquanto que na análise Bayesiana Polyneoptera resultou grupo-irmão de Hemiptera + Holometabola. Três clados foram sustentados pelas três análises metodológicas e foram nomeados: Eukinolabia (Embioptera + Phasmatodea); Haplocercata (Dermaptera + Zoraptera) e Xenonomia (Grylloblattaria + Mantophasmatodea).

Plecoptera (clado 17). Para Ross (1965) e Hamilton (1971, 1972), Plecoptera seria o grupo-irmão dos Eumetabola (Paraneoptera + Holometabola) (clado 34). Já para Hennig (1981), Plecoptera poderia ser considerado o grupo-irmão de todos os demais Neoptera. A principal evidência seria a existência de pleuritos torácicos subdivididos em Plecoptera, mas fundidos em uma placa nos demais Neoptera. Hennig (1969, 1981) denominou de Paurometabola ao agrupamento de Polyneoptera menos Plecoptera, enquanto que Hamilton (1971) chamou o mesmo agrupamento de Pliconeoptera. Para Boudreaux (1979) e Wheeler *et al.* (2001a,b), Plecoptera seria grupo-irmão de Embioptera. Segundo Terry & Whiting (2005), Plecoptera seria grupo-irmão de Dermaptera + Zoraptera.

Embioptera (clado 18) é um táxon com muitas autapomorfias, mas de posição controversa. Foram sugeridos parentescos com Plecoptera (como visto acima) e com Dermaptera (ver abaixo). Kristensen (1975) sugeriu uma possível relação com Phasmatodea, fundamentado em supostas sinapomorfias relacionadas com a anatomia cefálica e torácica. Essa proximidade foi corroborada por Terry & Whiting (2005) e o táxon que reúne os grupos-irmãos (Embioptera, Phasmatodea) foi denominado Eukinolabia (nome derivado do grego, *eukinetos* = ágil, e *labia* = lábio), dada a musculatura exclusiva das paraglossas labiais, constituída por um músculo flexor primário modificado e por um músculo flexor secundário (Rahle 1970; Kristensen 1975). Minet & Bourgoin (1986) propuseram uma relação de grupo-irmão entre Embioptera e Zoraptera com base em duas características correlacionadas, fêmures posteriores dilatados e tíbias posteriores com musculatura depressora muito desenvolvida, além de genitália feminina reduzida, número reduzido de tarsômeros (três em Embioptera, dois em Zoraptera) e hábito gregário.

Zoraptera (clado 28). Para Hennig (1981), Zoraptera poderia ser considerada a linhagem mais basal dos Paraneoptera e constituir o grupo-irmão dos Acercaria (clado 35), com base em várias reduções observadas no táxon, como cordão nervoso abdominal concentrado, redução dos cercos, redução no número de túbulos de Malpighi (6) e redução no número de tarsômeros — essa "tendência para reduções" se acentuaria nos Acercaria. Já para Kristensen (1991), Zoraptera teria uma posição incerta entre as linhagens basais de Neoptera. Para Minet & Borgouin (1986), Zoraptera e Embioptera seriam grupos-irmãos. Na análise de Wheeler *et al.* (2001a,b), Zoraptera aparece como grupo-irmão de Dictyoptera (clado 29). Terry & Whiting (2005) aceitam Zoraptera como grupo-irmão de Dermaptera, denominando esse táxon Haplocercata, palavra composta de origem grega (*haploos* = simples; *cercus* = cerco), em referência à existência de cercos com um artículo, embora de aparência muito distinta, membranosos e ovais em Zoraptera, e esclerosados e modificados em pinça nos Dermaptera. Convém ressaltar que a monofilia de Dermaptera + Zoraptera é sustentada por sinapomorfias homoplásticas.

Dictyoptera (clado 29). Reúne três linhagens, Isoptera, Mantodea e Blattaria, cada qual constituída por insetos bem característicos (cupins, louva-a-deus e baratas, respectivamente). O nome Dictyoptera foi empregado originalmente para designar o táxon que agrupa mantódeos e baratas, reunido com base na produção de uma ooteca pelas fêmeas, para a proteção dos ovos. Boudreaux (1979) utilizou o nome Dictyopterida para o clado formado por ((Protoblattaria, Grylloblattaria) (Zoraptera (Isoptera (Mantodea, Blattaria)))), denominando (Mantodea + Blattaria) como Blattodea. Alguns outros estudos recentes corroboraram esse parentesco (Thorne & Carpenter 1992; DeSalle *et al.* 1992). Entretanto, Hennig (1981) considerou Blattaria e Isoptera mais relacionados entre si do que com Mantodea, fundamentando-se no compartilhamento de asas com a veia Sc (subcosta) curta (longa em Mantodea) e a ausência do ocelo anterior (presente em Mantodea). Terry & Whiting (2005) obtiveram a mesma relação de parentesco, embora a posição de Dictyoptera tenha variado de acordo com o tipo de análise realizada. Com análise de parcimônia, Dictyoptera resultou grupo-irmão de ((Embioptera + Phasmatodea) +

Orthoptera); com análises de otimização direta e Bayesiana, Dictyoptera aparece como grupo-irmão de (Grylloblattaria + Mantophasmatodea). Hennig (1981) também discutiu a possibilidade de Blattaria ser parafilético, pois *Cryptocercus* Scudder, colocado em Blattaria, poderia se filogeneticamente mais relacionado a Isoptera do que aos demais Blattaria. Estudos realizados por Seelinger & Seelinger (1983) e Terry & Whiting (2005) corroboraram essa proposta. Segundo Hennig (1981), as fêmeas dos cupins teriam perdido a capacidade de produzir ootecas, devido ao desenvolvimento da vida social. Ressaltou, também, que as fêmeas de cupins de *Mastotermes* Froggatt ainda envolvem os ovos em secreções das glândulas acessórias, o que representaria um resquício da ooteca. Para Hennig (1981), por sua vez, Embioptera seria o grupo-irmão dos demais Paurometabola, reunindo as linhagens que possuem as asas mesotorácicas modificadas em tégminas – Orthoptera, Phasmatodea, Blattaria, Mantodea, e Isoptera –, ou cujas asas teriam revertido para a condição membranosa – Isoptera –, ou ainda que teriam perdido as asas – Grylloblattaria, também denominada Grylloblattodea. Essa proposta não resistiu a análises subsequentes, como as de Kristensen (1991) e Wheeler *et al.* (2001a,b). Esses últimos autores reconheceram três clados monofiléticos em "Polyneoptera" (cladograma Fig. 4.2).

Grylliformida ou Orthopteroidea (clado 20) reúne os Orthoptera (ou Saltatoria) e Phasmatodea. Em praticamente todos os compêndios modernos de Entomologia, a ordem Orthoptera é subdividida em duas subordens, Ensifera e Caelifera. Entretanto, Sharov (1971) e Hennig (1981) não reconheceram Orthoptera como grupo monofilético, propondo que a capacidade de saltar, tão característica dos gafanhotos, grilos e esperanças, seria uma aquisição convergente. Para ambos esses autores, os Caelifera (gafanhotos) estariam mais relacionados aos Phasmatodea que aos Ensifera (esperanças e grilos). Sharov (1971) baseou-se em evidência paleontológica. Segundo Hennig (1981), esse parentesco seria justificado pela existência de arólio muito desenvolvido entre as garras tarsais, fêmeas com ovipositor muito curto, e machos sem estilos no segmento abdominal IX. Kristensen (1975, 1981), no entanto, apresentou várias inconsistências em relação aos caracteres apresentados por Sharov e por Hennig, e concluiu que não haveria fundamento para desconsiderar Orthoptera. As sinapomorfias que fundamentam o clado 21 são, basicamente, as discutidas por Kristensen (1975, 1981). Para Terry & Whiting (2005), Orthoptera seria o grupo-irmão de Eukinolabia, clado formado por Embioptera + Phasmatodea.

Dermaptera e Grylloblattaria (clado 24). Dermaptera possui muitas autapomorfias. Boudreaux (1979) considerou Dermaptera como grupo-irmão de Dictyopterida, pois seria o único dos táxons ortopteroides sem pernas grandes, cônicas e voltadas para trás. Entretanto, essa condição de pernas reduzidas foi considerada uma reversão por Hennig (1981) e Kristensen (1981). Kristensen (1991) discutiu possíveis sinapomorfias com Plecoptera (ocorrência de um par de gonóporos nos machos) e Embioptera (cabeça prognata, sem ocelos; cuidado maternal com ovos e jovens), mas considerou que se tratam de possíveis convergências. Jamieson (1987) sugeriu uma proximidade com Phasmatodea, por compartilharem o axonema do espermatozoide com dois envoltórios densos. Terry & Whiting (2005) consideraram Dermaptera como grupo-irmão de Zoraptera. Grylloblattaria já foi incluída em Orthoptera, como uma subordem distinta (Beier 1972). Kristensen (1981) considerou que muitas dessas semelhanças apontadas de Grylloblattaria com os ortópteros devem ser simplesiomorfias, como, por exemplo, a estrutura do ovipositor. Uma diferença importante é que os Grylloblattaria não possuem criptopleuria, ou seja, o pronoto não recobre a propleura, como nos ortópteros. Para Boudreaux (1979), Hennig (1981) e Kristensen (1981), os Grylloblattaria e os Dermaptera seriam mais relacionados com os Dictyoptera. Segundo Terry & Whiting (2005), os Grylloblattaria estariam mais relacionados com os Mantophasmatodea e o clado formado pela reunião desses dois táxons foi denominado Xenonomia, palavra de origem grega (*xenos* = estrangeiro; *onoma* = nome), alusiva ao fato de que os nomes desses dois táxons incluídos (Mantophasmatodea e Grylloblattaria) são formados por partes dos nomes de ordens com as quais não estão, de fato, diretamente relacionadas (Mantodea, Phasmatodea, Grylloblattaria e Blattaria). A posição de Xenonomia variou segundo o tipo de análise realizado por Terry & Whiting (2005). Pela análise de parcimônia, Xenonomia seria grupo-irmão de (((Dermaptera + Zoraptera) + Plecoptera) + Holometabola) e pelas análises de otimização direta e Bayesiana, seria grupo-irmão de ((Isoptera + "Blattaria") + Mantodea).

Mantophasmatodea (gladiadores, clado 23). Na descrição da ordem, os autores (Klass *et. al.* 2002) reuniram o táxon fóssil *Raptophasma* Zompro com duas espécies novas recentes em um novo gênero *Mantophasma* Zompro, Klass, Kristensen & Adis, sugerindo que constituem um grupo monofilético. Os autores (*l.c.*) consideraram os gladiadores insetos ortopteroides, mas que não seriam parte de nenhuma das ordens conhecidas. Embora esses insetos ápteros sejam muito parecidos com os Phasmatodea, diferem por possuírem, entre outros caracteres, cabeça hipognata (prognata nos bichos-pau) e por não possuírem glândulas repugnatórias no protórax, presentes em Phasmatodea. Pela cabeça hipognata, diferem também de Grylloblattaria e de Dermaptera. Dos Dictyoptera, diferem principalmente pelo tentório imperfurado (perfurado em cupins, louva-a-deus e baratas). Finalmente, diferem de ortópteros ápteros e não-saltadores, com pernas posteriores curtas, por possuírem a região pleural do protórax livre e não recoberta pelos lobos protorácicos. Alguns especialistas, no entanto, discordam dessas conclusões (Dallai *et al.* 2003; Tilgner 2002) e não aceitam Mantophasmatodea como uma ordem separada. Para eles, os gladiadores constituem um grupo monofilético, mas podem ser considerados membros modificados da ordem Orthoptera (por exemplo, Tilgner 2002) ou de outro grupo ortopteroide.

As relações entre os vários táxons de Polyneoptera ainda não estão resolvidas e poderão ser mais esclarecidas com os resultados de vários estudos em andamento, envolvendo características de morfologia externa, anatômicas e moleculares.

Paraneoptera (clado 35). Com a transferência de Zoraptera para "Polyneoptera", visto acima, Paraneoptera passa a ter uma composição idêntica ao táxon Acercaria

(Börner 1904), sugerido por Hennig (1981) e Kristensen (1981). Dentre as sinapomorfias indicadas acima (clado 35), a ausência de cercos é uma das características mais conspícuas. Outras características evidentes se referem também a reduções, fusões ou perdas: esternito abdominal I ausente; gânglios abdominais fundidos e formando uma massa ganglionar; no máximo quatro túbulos de Malpighi; dois ou no máximo três tarsômeros nos adultos. A presença de espermatozoides com dois flagelos é uma autapomorfia desse clado.

As relações internas entre os membros de Paraneoptera ainda não são bem compreendidas. Alguns autores (Hennig 1981; Kristensen 1981) reconhecem dois grupos-irmãos principais, Psocodea (Psocoptera + Phthiraptera) (clado 38) e Condylognatha (Thysanoptera + Hemiptera). Entretanto, Kristensen (1991) não considera Condylognatha monofilético e sugere uma topologia idêntica à apresentada no cladograma da Fig. 4.2. Embora no cladograma (Fig. 4.2) o clado Psocoptera esteja sustentado por aparentes sinapomorfias (clado 39), Lyal (1985) sugeriu que esse táxon é parafilético em relação a Phthiraptera e reuniu os dois táxons em uma mesma ordem denominada Psocodea.

Os Phthiraptera reúnem os piolhos sugadores e mastigadores. Algumas das principais sinapomorfias desse táxon (clado 40) são adaptações marcantes para a vida ectoparasitária, tais como asas perdidas, a cabeça prognata achatada dorso-ventralmente e os olhos compostos reduzidos a um ou dois omatídios. Esses ectoparasitas de aves e mamíferos eram anteriormente classificados em duas ordens separadas, Anoplura e Mallophaga, esta última com três subordens: Amblycera, Ischnocera e Rhynchophthirina. Como existem fortes evidências de que Mallophaga seja um táxon parafilético, uma vez que Anoplura, Rhynchophthirina e Ischnocera estão mais relacionados entre si do que com Amblycera (Lyal 1985, Wheeler *et al.* 2001a,b; Barker *et al.* 2003), Anoplura, Amblycera, Ischnocera e Rhynchophthirina foram reunidos na ordem Phthiraptera e cada táxon considerado uma subordem independente. Vários autores ainda não concordam com as propostas de relacionamento entre as quatro subordens e alguns são favoráveis à retenção do táxon Mallophaga (por exemplo, Kim & Ludwig 1982). Outros conservaram o nome Mallophaga restrito para Amblycera, e reúnem sob a denominação Anoplura os piolhos sugadores (Siphunculata), os Ischnocera, e os Rhynchophthirina (por exemplo, Boudreaux 1979). Algumas das principais sinapomorfias desse clado Anoplura (*sensu* Boudreaux 1979) seriam: ausência dos palpos maxilares; olho formado por apenas um omatídio (eventualmente ausente); e mandíbulas movimentando-se ao longo do eixo vertical ou ausentes. As sinapomorfias mais evidentes de Amblycera (= Mallophaga *sensu* Boudreaux 1979) são: antenas com quatro ou cinco artículos, os dois últimos dilatados, escondidas em um sulco localizado na região ventral da cabeça. As relações filogenéticas mais aceitas entre as quatro subordens de Phthiraptera são as evidenciadas por Lyal (1985), (Amblycera + (Ischnocera + (Anoplura + Rhynchophthirina))) com base em dados morfológicos e corroboradas por Barker *et al.* (2003) com estudos moleculares do gene RNAr 18S de 33 espécies de piolhos. As relações entre Thysanoptera, Psocodea e Hemiptera (clado 35) ainda não estão bem resolvidas. Uma relação entre Thysanoptera e Psocodea com base em dados morfológicos nunca foi sugerida, embora Wheeler *et al.* (2001a,b) tenham encontrado forte sustentação com base em dados moleculares (DNAr 18S e 28S).

Psocoptera (clado 39). Lyal (1985), com base em dados morfológicos, evidenciou que Psocoptera é parafilético, uma vez que Liposcelididae (família incluída em Psocoptera) em sua análise aparece como grupo-irmão de Phthiraptera. Yoshizawa & Johnson (2003), com base em análise de sequências mitocondriais de RNAr 12S e 16S, corroboraram os resultados de Lyal (1985). Em nenhum desses dois artigos foram propostas alterações de nomenclatura.

As principais sinapomorfias que sustentam o táxon Condylognatha (Thysanoptera + Hemiptera) são as seguintes (Boudreaux 1979; Hennig 1981; Kristensen 1981): maxilas e mandíbulas transformadas em estiletes e anéis esclerosados entre os flagelômeros antenais. Entretanto, Büning (*apud* Kristensen 1995) discutiu algumas características da ultraestrutura do espermatozoide e da musculatura do cibário, que poderiam ser possíveis sinapomorfias de Psocodea + Thysanoptera. Considerar uma tricotomia para Psocodea, Thysanoptera e Hemiptera (clado 35) parece ser uma atitude recomendável no momento.

Hemiptera (clado 36). Essa constitui a ordem mais diversificada dos insetos não holometábolos. Em compêndios de entomologia mais antigos, eram considerados como duas ordens distintas, Heteroptera (ou Hemiptera *sensu stricto*) e Homoptera. Atualmente, são classificados usualmente em três subordens: Heteroptera, Sternorrhyncha e Auchenorrhyncha. Hennig (1981) considerou uma quarta subordem, Coleorrhyncha, como grupo-irmão de Heteroptera, representada por Peloridiidae, um táxon controverso, com distribuição circum-antártica e de posição filogenética incerta. A maioria das classificações filogenéticas, a partir de Hennig (1969), não aceita a reunião de Sternorrhyncha e Auchenorrhyncha em um táxon Homoptera por considerá-lo parafilético em relação a Heteroptera. Entretanto, Boudreaux (1979) defende a monofilia de Homoptera e sugere algumas sinapomorfias, das quais podem ser destacadas: asas mesotorácicas geralmente maiores que as metatorácicas; tarso no máximo trímero; dobramento da asa metatorácica através ou atrás da veia 2A. Convém notar que as características mais distintivas dos "homópteros" são simplesiomorfias, como as asas geralmente dispostas sobre o corpo como um telhado, o rostro originando-se da região posterior da cabeça, a gula ausente, a ausência de glândulas de cheiro, o ovipositor em geral bem desenvolvido e o pronoto não recobrindo as propleuras, entre outras.

Holometabola (clado 41). Os holometábolos reúnem cerca de 85% de todas espécies descritas dos insetos recentes. A sinapomorfia mais marcante desse grupo é a holometabolia, ou seja, o ciclo de vida que inclui as fases de ovo, larva, pupa e adulto. As larvas possuem estruturas de visão especializadas, localizadas nos lados da cabeça, os estemas, que desaparecem nas pupas e nos adultos. Paulus (1986, *apud* Kristensen 1991) mencionou a possibilidade de que os olhos compostos dos adultos dos holometábolos sejam uma nova aquisição, portanto distintos dos que ocorrem nos demais insetos, resultantes da

reorganização dos estemas larvais. As asas desenvolvem-se em bolsas invaginadas no interior do corpo das larvas mediante um processo denominado endopterigotia, e são exteriorizadas apenas na muda de larva para pupa. As genitálias, masculina e feminina, também se desenvolvem internamente no corpo das larvas e são evaginadas apenas na muda larva/pupa. A asa, quando em repouso, dobra-se ao longo da linha jugal, e não da linha vanal, como se dá nos demais neópteros, e essa característica seria uma sinapomorfia adicional (Hamilton 1972).

Quatro linhagens de Holometabola são reconhecidas como monofiléticas: Coleoptera (clado 43), Neuroptera *sensu lato* (Neuroptera, Megaloptera e Raphidioptera) (clado 44), Hymenoptera (clado 49) e Mecopterida ou Panorpida (clado 50), formada por Trichoptera (clado 52), Lepidoptera (clado 53), Mecoptera (clado 55), Siphonaptera (clado 56) e Diptera (clado 58). Strepsiptera (clado 59) tem posição controversa, principalmente quando se comparam resultados obtidos com dados morfológicos e moleculares. Três diferentes hipóteses principais de relacionamentos entre essas quatro linhagens foram propostas. Atualmente, apenas a terceira é aceita, mas permanecem discordâncias entre as opiniões sobre os relacionamentos dos clados que compõem algumas das linhagens.

Hipótese 1 - (Coleoptera + (Hymenoptera + (Neuroptera + Mecopterida))). Coleoptera é considerado grupo-irmão dos demais holometábolos. Boudreaux (1979) defendeu essa hipótese com base no compartilhamento entre os holometábolos não-coleópteros do parâmero da genitália masculina dividido em duas partes, o basímero e o telômero. Daí a denominação de Telomerida para o clado (Hymenoptera + (Neuroptera + Mecopterida)). Entretanto, existem dúvidas quanto à homologia primária entre os diferentes parâmeros dos holometábolos. Outra característica apresentada por Boudreaux (1979) seria a ausência de cecos gástricos em Telomerida.

Hipótese 2 - (Hymenoptera + (Coleoptera + (Neuroptera + Mecopterida))). Hymenoptera é considerado grupo-irmão dos demais holometábolos. Essa hipótese foi defendida por Ross (1965), mas em seguida abandonada pelo próprio autor (Ross *et al.* 1982). Está baseada no compartilhamento entre os holometábolos não-himenópteros do ovipositor incompleto, no máximo com duas valvas (três em Hymenoptera) e o fechamento da cápsula cefálica abaixo do forâmen occipital. Entretanto, existem evidências de que não há homologia primária entre os ovipositores em Mecopterida e Coleoptera + Neuroptera, e de que o fechamento da cápsula cefálica abaixo do forâmen occipital não é observado em todos os Mecopterida (Kristensen 1981). Foi alegado ainda que Hymenoptera é o único táxon de Holometabola com mais de oito túbulos de Malpighi (atingindo cem em alguns Aculeata) e a redução seria uma sinapomorfia dos não-himenópteros.

Hipótese 3 - ((Coleoptera + Neuroptera) + (Hymenoptera + Mecopterida)). Essa hipótese é apoiada por Hennig (1969, 1981), Kristensen (1975, 1981) e Wheeler *et al.* (2001a,b), e apresentada no cladograma (Fig. 4.2). Os clados principais que merecem discussão são os seguintes:

Coleoptera + (clado 42). Embora o táxon ainda não tenha uma sustentação morfológica muito consistente, as evidências obtidas com dados moleculares corroboram sua monofilia (Wheeler *et al.* 2001a).

Coleoptera (clado 43). Beutel & Haas (2000) relacionaram 28 sinapomorfias morfológicas que sustentam a monofilia de Coleoptera, várias delas autapomorfias, podendo ser ressaltadas as asas mesotorácicas transformadas em élitros e os padrões característicos de dobramento das asas metatorácicas membranosas. Whiting *et al.* (1997), Caterino *et al.* (2002) e Whiting (2002), com base em dados exclusivamente moleculares, levantaram dúvidas quanto à monofilia da ordem. Entretanto, Wheeler *et al.* (2001a), baseados em análises mais abrangentes e incluindo dados morfológicos e moleculares, corroboraram Coleoptera como táxon monofilético.

Neuropterida ou Neuroptera *sensu lato* (clado 44). Embora a monofilia desse grupo seja bem sustentada por várias sinapomorfias, as características morfológicas não são facilmente observáveis, e as relações entre Neuroptera *sensu stricto*, Megaloptera e Raphidioptera permanecem incertas (Achtelig & Kristensen 1973). Na literatura, encontram-se três hipóteses. Alguns autores propuseram um maior parentesco entre Neuroptera e Raphidioptera. Brues *et al.* (1954) basearam-se na ausência de leque anal nas asas metatorácicas de Neuroptera e Raphidioptera. Hennig (1981) comentou o hábito terrestre das larvas, independentes do meio aquático, além da perda dos apêndices abdominais, presentes nas larvas dos Megaloptera. Essas, além de outras sinapomorfias sugeridas, foram discutidas e descartadas por Achtelig (*in* Hennig 1981). Boudreaux (1979) propõe (Raphidioptera + (Neuroptera + Megaloptera)) com base nas seguintes sinapomorfias: fusão das veias Sc e R; ausência de pterostigma pigmentado nas asas; maxilas dos adultos com estipes alongados (curtos em Megaloptera – Sialidae); encurtamento do ovipositor. Kristensen (1981), entretanto, foi reticente em aceitar essas sinapomorfias por julgar que não são aplicáveis ao plano-básico de Neuropterida. Aspöck *et al.* (2001) realizaram mais recentemente um estudo cladístico com base em dados morfológicos e corroboraram essa hipótese de relacionamento, além de evidenciar Coleoptera como grupo-irmão de Neuropterida. Ao contrário da interpretação geral, Aspöck (2002) considerou as larvas aquáticas existentes em Megaloptera e Neuroptera Sysiridae como representando uma condição plesiomórfica, enquanto que as larvas terrestres, presentes nos demais Neuroptera, e possuindo túbulos de Malpighi criptonéfricos, representariam a condição apomórfica. Os túbulos criptonéfricos poderiam estar relacionados com os problemas osmóticos decorrentes da passagem de vida aquática para terrestre. A terceira alternativa – (Neuroptera + (Megaloptera + Raphidioptera)) – destaca uma possível sinapomorfia dos ovaríolos racemosos e telotróficos, com numerosas células nutridoras ("nurse cells") (Hennig 1981). Whiting *et al.* (1997) corroboraram a hipótese com base em dados moleculares e morfológicos. No estudo de Wheeler *et al.* (2001a,b), no entanto, o cladograma de consenso estrito

resulta em uma tricotomia, topologia que é apresentada no cladograma da Fig. 4.2.

Hymenoptera + (Clado 48). A monofilia desse clado está bem sustentada por caracteres morfológicos, principalmente se o táxon Strepsiptera não for considerado. A sinapomorfia das glândulas labiais produtoras de seda, presentes em todas as ordens incluídas nesse grupo (exceto Strepsiptera), merece ser destacada. Em geral, as glândulas produzem seda apenas durante a confecção do casulo, por ocasião da metamorfose larva/pupa. Entretanto, há vários casos em que a seda é produzida durante parte considerável da vida da larva, como no caso dos tricópteros, ocorrendo durante toda a fase larval e sendo empregada na construção de abrigos ou de armadilhas utilizadas na coleta de alimento. Três subgrupos dentro desse clado são aceitos: Hymenoptera, Amphiesmenoptera e Antliophora.

Hymenoptera (clado 40). Essa ordem é sustentada por várias autapomorfias, podendo ser destacadas as asas posteriores bastante menores que as anteriores e asas anteriores e posteriores mantidas unidas por ganchos existentes na margem anterior das asas posteriores.

Amphiesmenoptera (Trichoptera + Lepidoptera) (clado 51). Esse grupo, denominado Trichopterida por Boudreaux (1979), está bem sustentado por várias sinapomorfias (Hennig 1981), sendo uma delas bem evidente, as asas densamente revestidas por cerdas ou escamas, característica da qual deriva o nome do táxon (do grego, *amphiesma* - roupa; *pteron* - asa, em alusão ao revestimento denso de cerdas ou escamas nas asas). Outras sinapomorfias importantes (Kristensen 1991; Wheeler *et al.* 2001a,b) são: oogênese aquiasmática; cromossomos pré-holocêntricos; braços furcais do pterotórax fundidos com o epímero; par de glândulas abrindo-se no esternito V; filamentos acessórios externos do flagelo do espermatozoide muito robustos; pré-lábio fundido com a hipofaringe na larva, formando um lobo saliente e com o orifício da glândula de seda localizado no ápice. Hennig (1981) considera a existência de fêmeas heterogaméticas como sendo a sinapomorfia mais relevante de Amphiesmenoptera, mas relata que essa condição também ocorre, como convergência, em alguns dípteros bastante derivados.

Antliophora. Nome para o táxon (Mecoptera + Diptera) (Hennig 1981) ou a (Mecoptera + Diptera + Siphonaptera) (Kristensen 1981). O termo foi criado por Hennig (1981), para o táxon formado por (Mecoptera + Diptera) e considerado grupo-irmão de Amphiesmenoptera. O nome foi derivado da suposição de que, durante a cópula, esses insetos não mais transfeririam o esperma por meio de espermatóforos, mas por meio de uma bomba espermática. Entretanto, essa estrutura não está presente em algumas famílias recentes de Diptera e de Mecoptera (por exemplo, Boreidae). Cumpre ressaltar que existem casos de desenvolvimento secundário de espermatóforos, como registrado para algumas espécies de Chironomidae, Ceratopogonidae e Simuliidae (Diptera). Mickoleit (1978, *in* Hennig 1981) sugere que o mesmo pode ter acontecido em Boreidae (Mecoptera). Ainda segundo Mickoleit (*l.c.*), existem diferenças importantes entre as bombas espermáticas de Mecoptera e Diptera, tanto em relação às estruturas quanto ao funcionamento, o que impede que a hipótese de homologia primária entre as bombas possa ser aceita com mais confiança. Elas podem ter se originado independentemente a partir de estruturas homólogas das genitálias. Outras possíveis sinapomorfias de (Mecoptera + Diptera + Siphonaptera) estariam representadas por perdas (Kristensen 1981): perda de alguns músculos do lábio no adulto; e perda de músculos do labro, lábio e hipofaringe na larva. As relações entre os três táxons continuam controversas. Algumas possíveis sinapomorfias para reunir Mecoptera e Siphonaptera (Kristensen 1981, 1991) seriam a existência de microcerdas ("acanthae") no proventrículo; musculatura extrínseca do labro ausente; e espermatozoide modificado. Para Boudreaux (1979), Diptera seria grupo-irmão de Siphonaptera, constituindo o táxon Haustelloidea, com base nas supostas sinapomorfias: peças bucais picadoras e sugadoras, com epifaringe e lacínias em forma de estiletes; hipofaringe com extremidade livre, acuminada e contendo o duto salivar; pupa adéctica, primitivamente rompendo o casulo por meio de estruturas cefálicas; e pernas torácicas ausentes nas larvas.

Mecoptera (clado 55). Táxon considerado monofilético por Mickoleit (1978), Willman (1987) e Kristensen (1991), mas parafilético por Hinton (1958), Wood & Borkent (1989), Wheeler *et al.* (2001a,b), Whiting (2001 e 2002) e Kluge (2003). As controvérsias principais se devem à posição das famílias Nannochoristidae e de Boreidae. Nannochoristidae foi considerada o grupo mais basal de Mecoptera (Willmann 1987; Kristensen 1991), o grupo-irmão de (Siphonaptera + Diptera) (Wood & Borkent 1989) ou ainda como uma ordem separada (Hinton 1981; Whiting 2002). Por sua vez, Boreidae foi alternativamente elevada ao nível de ordem (Hinton 1958), considerada como grupo-irmão de Panorpidae (Penny 1975), parte de uma politomia com Meropeidae e Panomorpha (Willmann 1987), ou grupo-irmão de Siphonaptera por Whiting (2002), que apresentou evidências morfológicas e moleculares.

Siphonaptera (clado 56). Esse grupo, que inclui todas as pulgas, possui muitas características autapomórficas, adaptações marcantes para a vida ectoparasitária em vertebrados homotérmicos. Não há nenhum questionamento a que corresponda a um grupo monofilético.

Strepsiptera (clado 59). Táxon monofilético, com um grande número de autapomorfias, muitas das quais evidentemente relacionadas com o hábito de vida endoparasitária de suas larvas e de algumas fêmeas adultas (Stylopidia). Entretanto, sua posição filogenética é bastante controversa. Jeannel (1945) propôs que os Strepsiptera estariam mais relacionados com os Hymenoptera, pois são os dois únicos grupos de Holometabola que compartilham apenas um envoltório embrionário. Essa afirmação foi contestada por Weber (1949), com a demonstração de que o envoltório que ocorre em Hymenoptera-Aculeata corresponde à serosa, enquanto que em Strepsiptera corresponde ao âmnion, não sendo, portanto, estruturas homólogas. Outra característica compartilhada por essas duas ordens apontada por Jeannel (1945) seria a fusão do primeiro segmento abdominal com o tórax. Kinzelbach (1967), baseado em características morfológicas da cabeça, considerou os Strepsiptera mais relacionados com o complexo Mecopterida, principalmente com Trichoptera, Lepidoptera-Zeugloptera e Mecoptera.

Entretanto, o próprio autor reconsiderou depois suas conclusões e julgou-as equivocadas, pois seriam baseadas em plesiomorfias (Kinzelbach, *in* Hennig 1981). Strepsiptera também foi considerado um grupo modificado de besouros polífagos e relacionados com os Cucujiformia (Crowson 1967) devido ao compartilhamento das asas anteriores modificadas em élitros e do voo ser proporcionado pelas asas posteriores, a ausência de sutura notopleural e a ausência de um artículo na perna da larva de primeiro ínstar, resultante da fusão do tarso e pré-tarso. Porém, várias das características presentes nos estrepsípteros dificultam a aceitação dessa hipótese, podendo ser destacadas (Kinzelbach 1971; Kinzelbach, *in* Hennig 1981; Kristensen 1981): os estemas das larvas dos estrepsípteros possuem um cone cristalino, o que não ocorre nos estemas das larvas de besouros; as asas mesotorácicas ("halteres") dos estrepsípteros ainda têm algumas veias, o que não ocorre em Coleoptera; nos estrepsípteros não existe gula, que está presente em Coleoptera; Strepsiptera não possui ovários telotróficos, característicos de Coleoptera-Polyphaga; Strepsiptera não tem túbulos de Malpighi criptonéfricos, presentes em Coleoptera-Cucujiformia.

Outros autores, levando em conta as objeções apresentadas acima, admitiram os estrepsípteros como grupo-irmão de Coleoptera (Kinzelbach 1971; Boudreaux 1979; Hennig 1981; Kristensen 1975, 1981, 1991), principalmente levando em conta que o voo desses insetos é resultante da movimentação das asas metatorácicas. Boudreaux (1979) denominou o táxon formado por (Coleoptera + Strepsiptera) de Coleopterida e sugeriu outras sinapomorfias, dentre as quais devem ser destacadas: metatórax muito aumentado, proporcionando espaço para a musculatura de voo; asas posteriores com venação simplificada; venação das asas anteriores muito reduzida; região dorsal do abdômen menos esclerosada do que a ventral; no máximo dois ocelos presentes. Kukalová-Peck e Lawrence (1993) também apoiaram a monofilia de (Strepsiptera + Coleoptera), baseados em uma análise de venação das asas metatorácicas. As sinapomorfias apresentadas não foram aceitas por Whiting & Kathirithamby (1995), mas as críticas foram comentadas e rejeitadas por Kukalová-Peck (1998), juntamente com a sugestão de duas novas sinapomorfias para sustentar (Strepsiptera + Coleoptera). Entretanto, Wheeler *et al.* (2001a) continuaram a considerar as interpretações de Kukalová-Peck (1998) suspeitas e os caracteres apresentados como inadequados para análise filogenética. Beutel & Gorb (2001) apoiaram a relação entre Strepsiptera e Coleoptera, e criticaram vários dos caracteres utilizados na análise de Whiting *et al.* (1997). As principais sinapomorfias sugeridas por Beutel & Gorb (*l.c.*) referem-se à perda dos músculos furco-pleurocostais e escutelo-pleurocostais, e à presença de uma sola de pelos adesivos nos tarsômeros.

Whiting & Wheeler (1994), Whiting *et al.* (1997) e Wheeler *et al.* (2001a,b), com base em dados moleculares (rDNA 18S e 28S) e em dados moleculares associados a dados morfológicos, sugeriram uma relação de grupo-irmão entre Strepsiptera e Diptera, formando um táxon denominado Halteria. A evidencia morfológica encontrada para sustentar (Strepsiptera + Diptera) é débil (clado 57, Fig. 4.2), pois se baseia apenas na apomorfia evidentemente homoplástica da lacínia transformada em estilete. Deve ser ressaltado que essa suposta sinapomorfia é resultante de um artifício da otimização do caráter, pois em Mecoptera ocorre o estado 0 (zero), em Siphonaptera e Diptera, o estado 2, sendo que para Strepsiptera foi assinalado "não aplicável" (Wheeler *et al.* 2001 a,b: 126, tab. 2, caráter 126). As evidências moleculares, entretanto, são supostamente fortes, pois foram observadas 43 mudanças moleculares: oito transições, oito transversões e sete indels no rDNA 18S, e oito transversões e seis indels no rDNA 28S. Quando esses autores utilizaram apenas dados morfológicos, a topologia obtida foi (Strepsiptera + (Diptera + (Siphonaptera + Mecoptera))), ou seja, (Strepsiptera + Antliophora) (Fig. 4.6), com quatro sinapomorfias morfológicas reunindo os quatro terminais: mandíbula em forma de punhal, com a articulação anterior reduzida (perdida secundariamente em Diptera e Siphonaptera); maxila com um lobo e lábio sem lobo; palpo labial com dois palpômeros; e segmento abdominal IX nos machos em forma de anel.

Kristensen (1991) comentou que até mesmo a colocação de Strepsiptera em Holometabola pode ser questionada, pois o estágio de pupa de alguns estrepsípteros é precedido por dois ínstares farados, nos quais aparecem brotos externos de asas. O autor admitiu que, face ao conhecimento atualmente existente, o mais recomendável seria considerar Strepsiptera como um táxon *incertae sedis* dentro de Neoptera. Talvez essa seja uma decisão apropriada para este momento, principalmente porque alguns autores consideram a proximidade entre Strepsiptera e Diptera, resultante de análise de dados moleculares, um artifício decorrente da "atração de ramos longos" (Huelsenbeck 1997; Kjer 2004). Isso acontece quando as taxas de evolução foram muito mais elevadas em algumas linhagens ("ramos") do que nas outras ou quando a amostragem taxonômica em um grupo é tão pequena que ele aparece como muito diferente dos demais. Devido a essa diferença, os demais ramos são tão curtos que apresentam poucas diferenças entre si. Pelo critério da máxima parcimônia, os ramos curtos são incorretamente reunidos, e os ramos longos também tendem a permanecer juntos. Quanto maior o comprimento da sequência utilizada, maior será o suporte estatístico desse agrupamento equivocado (Miyaki *et al.* 2001).

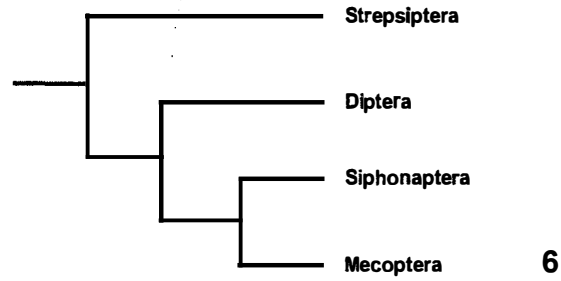


Figura 4.6. Relações entre Strepsiptera e os táxons de Antliophora, com base em 275 caracteres morfológicos; cladograma de consenso estrito, obtido a partir de quatro cladogramas igualmente parcimoniosos. Fonte: Wheeler *et al.* (2001a).

Aspectos relevantes da história evolutiva dos insetos

O cladograma da Fig. 4.7 representa as relações entre os táxons principais dos hexápodes derivado do cladograma da Fig. 4.2 e a proporção quanto ao número de espécies de vários táxons. Algumas das características consideradas mais importantes desses táxons serão comentadas.

Cerca de um milhão de espécies de insetos já foram descritas e nomeadas. Segundo algumas estimativas (por exemplo, Erwin 1982), o número de espécies existentes pode alcançar a enorme cifra de 30.000.000. Esse grande número de espécies é resultante dos processos evolutivos que ocorreram ao longo dos cerca de 400 milhões de anos da história evolutiva do grupo. As causas que poderiam explicar essa riqueza são variadas e tem havido muita especulação a respeito (Labandeira & Sepkoski 1993). Certamente essas causas estão relacionadas com a antiguidade do grupo e com o fato de os insetos serem artrópodes, que também incluem outros subgrupos bastante diversificados, como os crustáceos. Várias das características compartilhadas pelos artrópodes podem ter atuado como fatores importantes na geração e na manutenção dessa riqueza, por exemplo, a existência de um exoesqueleto, trocado periodicamente por meio de mudas, e que pode atuar como uma armadura protetora contra agressões do meio físico e de possíveis predadores.

Os primeiros hexápodes (Fig. 4.7, clado 1) eram artrópodes ápteros e ametábolos, possuíam peças bucais ectognatas, do tipo mastigador, rudimentos de apêndices abdominais e realizavam inseminação indireta. Uma das características mais marcantes desses hexápodes é a sua tagmose uniforme, com o corpo dividido em cabeça, tórax com três pares de apêndices locomotores e abdômen. É interessante notar que essa uniformidade quanto à tagmose não ocorre, por exemplo, dentro dos crustáceos, outro agrupamento de artrópodes muito rico em espécies.

Um dos fósseis de hexápodes mais antigos conhecidos é *Rhyniella praecursor* Hirst & Maulik, do Devoniano Inferior (Siegeniano) da Escócia (Pont, *in* Hennig 1981), classificado entre os colêmbolos. Embora persistam controvérsias se as estruturas consideradas como colóforo nesse fóssil estão interpretadas corretamente, há consenso quanto à antena com quatro artículos e às mandíbulas entognatas características, o que possibilitaria considerá-lo como pertencente à linhagem ancestral dos Ellipura (Hennig 1981). Massoud (1967) e Dellamare-Deboutteville & Massoud (1968) consideraram a espécie como pertencente à família recente Neanuridae, enquanto Crowson (1970) exprimiu suas dúvidas quanto à idade real do fóssil, sugerindo que talvez seja mais recente e houvesse contaminado rochas mais antigas, devonianas. Outros fragmentos de colêmbolos fósseis foram registrados para os depósitos de folhelhos devonianos próximos a Gilboa, Nova York (Shear *et al.* 1984), além de existirem exemplares preservados em âmbar do Cretáceo superior do Canadá (*Protentomobrya* sp.) e do Terciário.

Outra espécie fóssil importante do Devoniano do Canadá, *Rhyniognatha hirstii* Tyllyard, foi descrita com base em mandíbulas. Foi considerada por alguns especialistas como pertencente aos Collembola (por exemplo, Martynova 1991). Entretanto, Hennig (1981) ressaltou que as mandíbulas seriam dicondílicas e, portanto, devem ter pertencido a um membro da linhagem Ectognatha e não Entognatha, mas não se assemelham às mandíbulas de um Zygentoma. Assim, essas duas espécies fósseis mais ou menos contemporâneas no Devoniano indicam que a diferenciação dos Hexapoda deve ter ocorrido no início do Devoniano ou mesmo do Siluriano Superior, sendo que no Devoniano Inferior teriam coexistido representantes de Entognatha e Ectognatha. Fragmentos de cutículas atribuídos a Archaeognatha provenientes dos depósitos de Gilboa, citados acima, reforçam essa possibilidade. Naquela época, já existiam plantas terrestres. Elas surgiram, provavelmente, no Ordoviciano superior e estavam bem estabelecidas no Devoniano médio.

Os entognatos sempre possuíram pequenas dimensões, raramente ultrapassando 10 mm de comprimento (Labandeira 1997). Por meio das peças bucais entognatas, passaram a sugar tecidos vegetais, hifas de fungos e microrganismos associados à matéria orgânica em decomposição. Alguns poucos se tornaram predadores. No presente, estão representados pelos Ellipura (colêmbolos e proturos) e pelos dipluros. Como seus ancestrais, continuam pequenos e restritos a ambientes úmidos.

No clado Insecta (Fig. 4.7, clado 2), ocorreram mudanças estruturais importantes, principalmente relacionadas com a economia de água e que resultaram em uma maior capacidade para a exploração de ambientes terrestres cada vez mais secos. Merecem destaque o desenvolvimento de uma camada delgada de cera na cutícula, proporcionando uma boa impermeabilização, além de uma defesa contra a agressão de agentes químicos do meio, e os espiráculos providos de mecanismos de abertura e fechamento, regulando a entrada e saída de gases respiratórios. Além disso, o desenvolvimento de um ovipositor longo possibilitou às fêmeas depositar os ovos em locais mais úmidos, mais protegidos dos predadores e eventualmente dentro do substrato que serviria para alimentação da prole. Enquanto os Ellipura e os Diplura estão restritos até hoje a ambientes úmidos, os Ectognatha puderam adaptar-se, ao longo de sua história evolutiva, a uma enorme gama de ambientes.

Os primeiros insetos ectognatos também eram pequenos, com alguns milímetros de comprimento, e providos de exoesqueleto débil. Devem ter vivido em ambientes úmidos e provavelmente eram predadores, necrófagos, fitófagos – comendo tecidos vivos de plantas –, saprófagos – aproveitando restos de vegetais mortos –, e fungívoros. As primeiras plantas terrestres eram pequenas e pouco diversificadas e talvez não tivessem muito a oferecer aos insetos (Labandeira 1997). Esse quadro perdurou até o aparecimento das pteridófitas e espermatófitas, no Devoniano superior. As traças-saltadoras (Archaeognatha) e as traças-dos-livros (Zygentoma) são os representantes atuais dessas primeiras linhagens de insetos ectognatos primitivamente sem asas. Apesar de muito parecidas entre si, as traças-dos-livros (Zygentoma), como foi visto, são mais relacionadas com os Pterygota por compartilharem mandíbulas providas de dois pontos de articulação com a cápsula cefálica, uma novidade evolutiva importante (Fig. 4.7, clado 3), enquanto que nos Archaeognatha as mandíbulas são monocondílicas. As diferenças estruturais relativamente pequenas existentes entre estágios jovens e adultos de

Archaeognatha e Zygentoma estão relacionadas com o dimorfismo sexual. Após atingir a fase adulta, o indivíduo continua a sofrer mudas. Uma reconstrução de um Monura semelhante ao ancestral dos Insecta é apresentada na Figura 4.8, e a de um Zygentoma do Carbonífero Superior, na Figura 4.9.

A característica mais marcante dos Pterygota (Fig. 4.7, clado 4) é, obviamente, a presença de asas. Os Pterygota possuem diversos tipos de aparelho bucal, derivados do aparelho ectognato mastigador, e perderam os vestígios de apêndices abdominais e praticam inseminação direta. A existência das asas causou amplos reflexos na história evolutiva dos insetos. Basta observar que, das espécies de insetos atuais, cerca de 99% pertencem aos Pterygota. Cumpre recordar que a capacidade de voo se desenvolveu, independentemente, em vários outros grupos de animais: nos répteis (pterodáctilos), nas aves e nos mamíferos (morcegos). Porém, os primeiros animais que voaram foram os insetos. Os primeiros insetos fósseis alados representados no registro fóssil são do Carbonífero Inferior (Fig. 4.10), época em que há registro de vegetais fósseis com cerca de 40 m de altura (Grimaldi & Engel 2005). Dispersão passiva pelo ar é possível, mas restrita aos organismos com poucos milímetros de comprimento (Brodsky 1994). O voo proporcionou, de imediato, uma série de novas possibilidades para os insetos:

(1) aumentou a capacidade de fugir de predadores, uma vez que os insetos eram os únicos animais que podiam voar;

(2) ampliou a capacidade para a busca de alimentos, facilitou a locomoção de uma planta para outra e a exploração de uma série de recursos produzidos pelos vegetais, como esporos, pólen, sementes, frutos, ou partes vegetativas – quando o alimento se tornava escasso, o voo possibilitava um

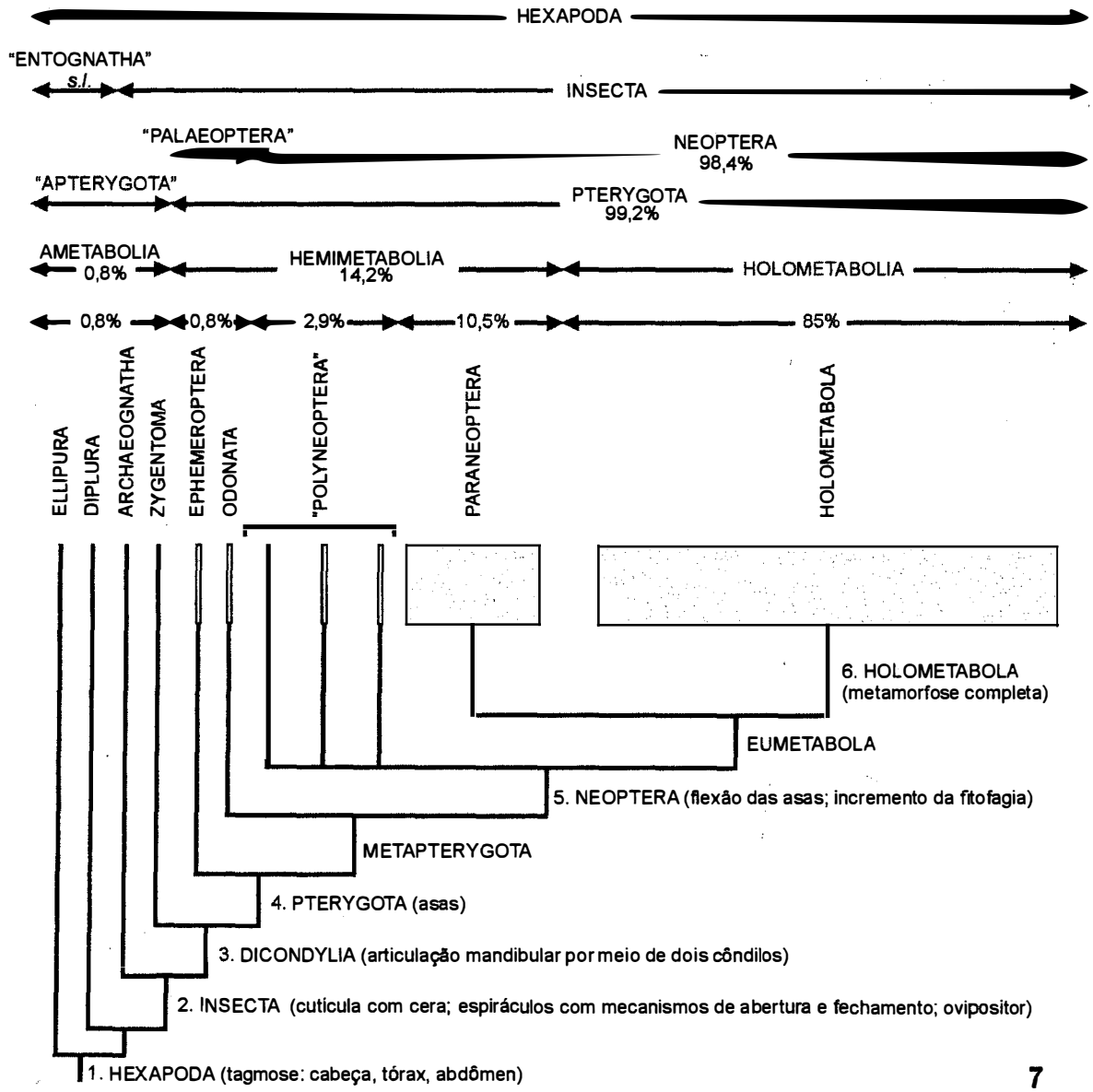


Figura 4.7. Cladograma mostrando as relações entre os táxons de Hexapoda, ressaltando características importantes possivelmente relacionadas com a riqueza de espécies dos representantes atuais (em porcentagens).

maior raio de ação para tentar encontrar alimento;

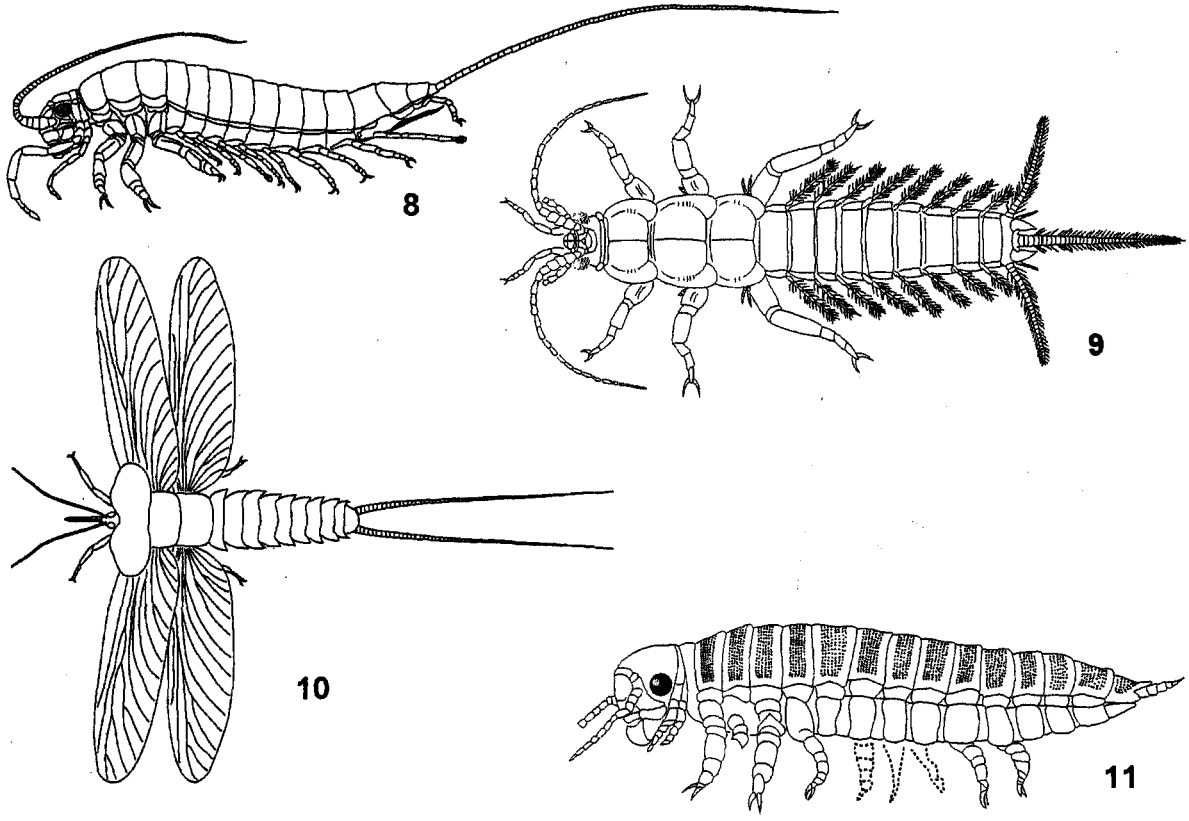
(3) aumentou a capacidade de dispersão e a exploração de ambientes diferentes;

(4) facilitou o encontro dos parceiros, ampliando a probabilidade de trocas gênicas entre membros de populações mais distantes;

(5) possibilitou o uso das asas – frequentemente coloridas ou com padrões contrastantes – para serem utilizadas na comunicação entre indivíduos da mesma espécie, na corte ou na defesa de territórios, como o que ocorre em algumas libélulas e dípteros atuais.

Cerca de 98% das espécies recentes de insetos pertencem à linhagem Neoptera (Fig. 4.7, clado 5). A neopteria, ou seja, a capacidade de flexionar as asas para trás, sobre o corpo, ensejou uma série de novas possibilidades para os neópteros (Fig. 4.7, clado 5). Os primeiros registros dos insetos neópteros são do Carbonífero Superior. Os insetos neópteros associam a versatilidade de possuírem um corpo compacto com a existência de asas grandes que podem ser desdobradas e utilizadas para o voo. As asas dobradas ocupam menos espaço e o corpo compacto facilita o deslocamento em ambientes estreitos, como fendas de cascas de árvores e fendas no solo, além de possibilitar o uso de espaços menores como abrigo ou esconderijo. A sobreposição das asas, as anteriores sobre as posteriores, possibilitou, em vários casos, a modificação do par anterior para atuar na proteção do par posterior, o qual passou a desempenhar o papel predominante na propulsão do voo. É interessante observar que ocorreram várias modificações independentes das asas anteriores, como as tégminas nos ortopteroides, os hemiélitros nos percevejos e os élitros nos besouros. No caso dos coleópteros, em que as asas anteriores formam um estojo rígido, bem ajustado ao resto do corpo, origina-se um espaço amplo entre os élitros e o abdômen, que funciona como uma câmara armazenadora de ar e de umidade, o que tornou possível a exploração de ambientes áridos. Por outro lado, essa câmara hermética de ar possibilitou também a exploração do meio aquático, atuando como um reservatório temporário de ar captado na superfície. Uma situação semelhante ocorreu, paralelamente nos percevejos aquáticos. A sobreposição das asas ensejou ainda o desenvolvimento de aparelhos estridulatórios, utilizados para comunicação entre os indivíduos em diferentes situações, como nos rituais com corte sexual, nos enfrentamentos territoriais ou em outras situações agonísticas. Possibilitou, finalmente, a existência de diversos comportamentos de defesa, como comportamento deimático ou de desvio de ataque, em situações nas quais as asas possuem coloridos diferentes, e as posteriores, com coloridos vistosos ou manchas ocelares conspícuas, são expostas subitamente.

A condição díptera – ou apteria – secundária é frequente. Em insetos sociais, as asas podem faltar nas castas de operários ou de soldados (por exemplo, cupins e formigas), mas são



Figuras 4.8-11. Reconstruções de grupos fósseis. **8**, *Dasyleptus* sp., Monura do Carbonífero Superior de Illinois, EUA, fêmea adulta com ovipositor longo e estilos no formato de pernas abdominais; **9**, *Ramsdelepidion shusteri*, Zygentoma do Carbonífero Superior de Illinois. EUA; **10**, *Henodycta* sp., adulto da ordem extinta Palaeodictyoptera, do Carbonífero, com lobos paranotais desenvolvidos e aparelho bucal sugador; **11**, larva de pterigoto, Carbonífero Superior de Illinois, EUA. Fontes: figs. 8,9 e 11, de Kukalová-Peck (1987); fig. 10, de Sharov (1966).

mantidas na casta reprodutora, pelo menos até a ocasião do voo nupcial para reprodução. Em insetos ectoparasitas, a perda das asas está relacionada com a vida especializada sobre o hospedeiro. Em insetos que habitam ilhas ou florestas de regiões montanhosas, não voar pode proporcionar uma maior possibilidade de sobrevivência por ocasião de ventanias ou ciclones; são frequentes os casos de polimorfismo de asas normais e braquípteras ou rudimentares, o que aumenta a chance de sobrevivência dos indivíduos alados quando o clima se mantém estável, e dos indivíduos braquípteros por ocasião das tormentas. Em insetos de vida hipógea ou cavernícola, também é comum a redução ou a perda total das asas, ou a perda das asas pode estar restrita às asas membranosas, como ocorre em diversos coleópteros.

Os Pterygota têm dois tipos básicos de metamorfose, hemimetábolo ou holometábolo. O tipo hemimetábolo foi o primeiro a surgir, e manteve-se relacionado com o tipo exopterigoto do desenvolvimento das asas — o jovem assemelha-se ao adulto, exceto quanto ao tamanho, grau de desenvolvimento das asas, aparelho reprodutor e caracteres sexuais secundários. As asas desenvolvem-se do lado externo do corpo na forma de brotos alares, inarticulados. Em geral, jovens e adultos vivem no mesmo ambiente e exploram os mesmos recursos, embora em alguns casos tenham ocorrido especializações marcantes para os ambientes aquático e terrestre, como no caso de Odonata (imaturos aquáticos e adultos terrestres voadores em libélulas). O desenvolvimento hemimetabólico pode ser observado em Ephemeroptera, Odonata e em duas linhagens dos Neoptera — os "Polyneoptera" ("Paurometabola" ou complexo Orthopteroidea, como visto, considerado como merofilético por muitos autores) e os Paraneoptera (ou complexo Hemipteroidea). Enquanto os "Polyneoptera" mantiveram a estrutura básica do aparelho bucal mastigador, nos Paraneoptera há a formação de um aparelho bucal sugador labial, uma adaptação para utilizar o alimento na forma líquida, seja de origem vegetal, como seiva, seja de origem animal, como sangue ou tecidos animais pré-digeridos por ação de enzimas proteolíticas.

O desenvolvimento holometabólico ocorreu em uma linhagem monofilética denominada Holometabola (Fig. 4.7, clado 6). Nela, os jovens (larvas) são muito diferentes dos adultos; as asas desenvolvem-se no interior do corpo das larvas por um processo denominado endopterigotia. Outras estruturas, próprias da fase adulta, também permanecem indiferenciadas no interior do corpo da larva. Os primeiros fósseis de larvas de insetos holometábolos são do Carbonífero Superior (Fig. 4.11). Após o crescimento e a alimentação, a larva passa por uma fase quiescente, denominada pupa, na qual as asas são exteriorizadas pela primeira vez. Finalmente, a pupa sofre uma muda para a fase adulta e não mais sofre muda. As larvas são muito diferentes dos adultos e possuem muitas adaptações que permitiram uma enorme divergência de hábitos entre ambos. Assim, larvas e adultos de uma espécie de inseto holometábolo podem explorar ambientes distintos e não competem entre si pelos mesmos recursos. Nos Holometabola, o aparelho bucal mastigador originou-se em uma grande variedade de tipos sugadores – maxilar (Lepidoptera) ou labiais, picadores ou não (por exemplo, Siphonaptera, Diptera), até mesmo constituído de forma diferente na larva e no adulto (por exemplo, mastigador na lagarta, espirotromba sugadora na borboleta). Dever ser ressaltado que alguns Exopterygota, como os Thysanoptera, são "fisiologicamente" holometábolos, pois possuem um ínstar "pupal" caracterizado por histólise de várias estruturas. Entretanto, a ontogenia das asas dos tisanópteros é totalmente externa, uma evidencia de que essa "holometabolia" se trata de uma aquisição convergente, desenvolvida independentemente nos Exopterygota e nos Endopterygota.

A grande explosão em diversidade e número de espécies de insetos holometábolos, especialmente dos fitófagos, parece ser concomitante com o aparecimento das angiospermas, segundo a maioria dos autores no Cretáceo (Fig. 4.7) (Labandeira *et al.* 1994; Labandeira 2002; Grimaldi & Engel 2005) ou, conforme evidências recentes, no Jurássico. Em muitos casos, ocorreu coevolução mutualística entre o vegetal e o inseto, em que ambas as espécies se beneficiaram. Em outros casos, o ataque por parte do inseto deu-se até o limite de não colocar a espécie vegetal em risco de extinção, seja por que o inseto utilizou para sua alimentação estruturas mortas das plantas, partes de flores, partes de frutos, ou estruturas vegetativas muito abundantes, como galhos e folhas. Nos casos em que aconteceu ataque excessivo por parte insetos, pode ter ocorrido extinção das duas espécies envolvidas, o vegetal e o animal, ou o inseto teve oportunidade para se adaptar a um novo hospedeiro.

A evolução de flores elaboradas, coloridas e perfumadas está intimamente relacionada com esse grande aumento no número de espécies, tanto das angiospermas como dos insetos. A relação entre insetos e flores talvez tenha principiado por meio do consumo indiscriminado de estruturas reprodutoras de plantas fanerogâmicas no Mesozoico inferior. Várias linhagens antigas de besouros, tisanópteros, percevejos e dípteros, ainda têm esse comportamento, em espécies de plantas que também são representantes de linhagens antigas, como cicadáceas, coníferas e palmeiras. As primeiras plantas fanerogâmicas possuíam flores hermafroditas, um pré-requisito para a polinização por besouros polinífagos. Muitas linhagens antigas de plantas ainda possuem flores com esse tipo de estrutura, e aprisionam temporariamente os besouros em seus órgãos reprodutores. A polinização pelos insetos confere muitos benefícios para as angiospermas, principalmente por possibilitar uma menor produção de pólen, uma vez que ele é levado diretamente de uma flor para outra. A polinização por insetos é mais segura, em especial no ambiente de florestas tropicais, onde a atmosfera é úmida e nem sempre existem correntes de ar que possam transportar o pólen. O desenvolvimento de plantas providas de flores com nectários tornou possível a evolução de linhagens de espécies nectarívoras de lepidópteros, himenópteros e dípteros. Nessas três ordens de insetos, desenvolveram-se aparelhos bucais especializados para sugar o néctar. Vale a pena ressaltar que os primeiros lepidópteros eram polinífagos, alimentando-se de pólen, triturado com suas peças bucais mastigadoras. A espirotromba foi um desenvolvimento posterior na evolução da ordem Lepidoptera. Milhões de anos de coevolução resultaram em flores com morfologia e odores "ajustados" aos insetos polinizadores. "Em troca" da polinização, as flores proporcionam aos insetos alimento (néctar e pólen), abrigo,

além de substâncias químicas utilizadas na produção de feromônios (Labandeira *et al.* 1994; Labandeira 2002).

Representantes de apenas oito ordens de insetos utilizam amplamente as plantas espermatófitas como alimento (Norris 1991): Dermaptera, Orthoptera, Hemiptera, Thysanoptera, Coleoptera, Hymenoptera, Diptera e Lepidoptera. Essa cifra indica que a fitofagia não é uma condição fácil de ser atingida. Observa-se, entretanto, que ela está particularmente difundida nas ordens mais ricas em espécies. Esse é mais um indício de que, uma vez superados os fatores limitantes para alcançar a vida arbórea e a fitofagia, a explosão do número de insetos fitófagos foi acentuada. Para viver no ambiente arbóreo, independentemente da espécie ser fitófaga ou predadora, dois fatores precisaram ser resolvidos: o problema da dessecação e a capacidade de fixação sobre o planta. Insetos que vivem sobre as plantas estão expostos a uma maior insolação e a eventuais correntes de ar que podem acarretar uma maior perda de água, em qualquer das fases de vida do inseto, do ovo ao adulto. O problema da dessecação foi sobrepujado de várias maneiras: inserção dos ovos nos tecidos vegetais vivos; construção de refúgios com folhas dobradas (cartuchos de lepidópteros e besouros) ou com seda (lepidópteros); construção de galerias nos tecidos vegetais (brocas de galhos e raízes, minas de folhas e galhas); e construção de abrigos com espuma (ninfas de cercopídeos). As pernas cursoriais dos insetos que vivem no solo não são apropriadas para o deslocamento no ambiente arbóreo. Os insetos arbóreos possuem estruturas capazes de assegurar a locomoção e a permanência sobre as estruturas vegetais. Insetos arbóreos podem ter garras tarsais muito desenvolvidas, almofadas tarsais (por exemplo, gorgulhos e crisomelídeos), vesículas tarsais protráteis (tisanópteros), falsas pernas abdominais, com colchetes (lepidópteros) ou sem (himenópteros-sínfitos), fixação na planta pela inserção do rostro (percevejos e cigarrinhas), secreção de substâncias para adesão (cochonilhas). O terceiro fator limitante para a fitofagia está diretamente relacionado com a utilização da material vegetal como alimento. O tecido vegetal pode ser inadequado do ponto de vista nutricional, uma vez que as proteínas fundamentais para o metabolismo do inseto devem ser fabricadas a partir, principalmente, de hidratos de carbono obtidos na matéria vegetal. Além disso, o tecido vegetal pode ser impalatável e indigesto, pois muitas plantas possuem resinas, taninos e sílica, substâncias que tornam o gosto desagradável e a digestão difícil. Finalmente, o tecido vegetal pode ser tóxico para o inseto devido à presença de alcaloides, terpenos e glicosídeos. Muitas dessas substâncias desenvolveram-se em resposta evolutiva aos ataques dos insetos. Entretanto, como alguns poucos grupos de insetos desenvolveram sistemas bioquímicos capazes de quebrar as moléculas tóxicas, para acumular ou apenas evitá-las, conseguiram utilizar essas plantas como alimento. Em geral, é a presença dessas substâncias tóxicas que atraem esses insetos, que os estimulam para a alimentação ou para as fêmeas procederem à postura dos ovos.

Várias linhagens de insetos tornaram-se fitófagas independentemente (Labandeira 1997). Em geral, essa mudança foi por um dos seguintes caminhos possíveis: consumindo pólen, um tecido rico em proteínas ou consumindo matéria vegetal morta, mas com conteúdo protéico enriquecido graças à presença de microrganismos que se desenvolveram durante os processos de decomposição. A partir de uma dessas etapas iniciais, os insetos passaram a consumir outros tecidos vegetais vivos. Cumpre ressaltar que, em relação à digestão, algumas espécies de insetos ainda dependem de microrganismos para sintetizar o alimento, como ocorre em vários besouros e percevejos. Nesses insetos, os microrganismos ficam alojados em órgão especiais, denominados micetócitos ou micetomas. Os microrganismos fornecem aminoácidos e proteínas essenciais para os insetos, a partir das quais se dá a síntese de vitaminas e esteroides.

Associações simbióticas de insetos com vertebrados também foram importantes na história evolutiva dos insetos, e são expressivas em relação ao número de espécies de alguns táxons, principalmente de Phthiraptera, Diptera e Siphonaptera, ectoparasitas ou endoparasitas de aves e mamíferos (Labandeira 2002). Essas relações insetos-hospedeiros devem ter principiado no início do Cretáceo. Em muitos casos deve ter ocorrido coevolução, com os insetos parasitando o hospedeiro e completando seu ciclo de vida. Os insetos aproveitam vários produtos dos animais, como sangue, pelos, penas, pele e descamações cutâneas, e exsudações corpóreas. O hospedeiro pode ficar bastante debilitado pela ação do parasita, mas em geral o inseto não ocasiona a morte do hospedeiro, o que assegura uma fonte de alimentação para mais de uma geração de parasitas (Norris 1991). Há casos estudados em que as filogenias dos parasitas e hospedeiros são congruentes (Page *et al.* 1998; Paterson *et al.* 2000), isto é, que hospedeiros e parasitas evoluíram juntos, no sentido de ambos sofrerem cladogênese ao mesmo tempo e com as mesmas causas externas.

Ao se levar em conta o número de espécies conhecidas de insetos (Fig. 4.7), é interessante notar que os Neoptera constituem 98,4% da diversidade atual, e os "Palaeoptera" 0,8%. Dentre os neópteros, 14,2% são hemimetábolos-exopterigotos e 85% são holometábolos-endopterigotos. Essas proporções bem contrastantes demonstram cabalmente a importância que as asas e a metamorfose completa desempenharam e continuam a desempenhar na história evolutiva dos insetos.

Sumário do registro fossilífero dos hexápodes

O primeiro registro paleontológico indica que a idade mínima dos hexápodes é o Devoniano Inferior e que, portanto, esses artrópodes devem ter se originado no Siluriano, o que coincide com estimativas feitas utilizando relógios moleculares, que indicam a idade de 420 a 434 milhões de anos (Siluriano). Para o Devoniano Inferior existem registros de representantes de Collembola e de Archaeognatha (Kukalová-Peck 1991). No Carbonífero, os hexápodes se diversificaram, e existem registros de representantes de 14 ordens, além dos colêmbolos e dos arqueognatos: Diplura, Monura, Zygentoma, Diaphanopterodea, Palaeodictyoptera, Megasecoptera, Ephemeroptera, Protodonata, Paracoleoptera, Orthoptera, Blattaria, Caloneurodea, Blattinopsodea e Miomoptera. As asas devem ter se originado no Carbonífero Inferior. O clima do Carbonífero foi estável, quente e úmido, com um alto teor de oxigênio atmosférico, favorecendo o surgimento de insetos de grandes dimensões, como Zygentoma com 6 cm de

comprimento e libélulas gigantes, com 70 cm de envergadura (*Meganeura monyi* Brongniart, Protodonata). Os insetos holometábolos originaram-se no Carbonífero Superior, nesse período representados pelos Miomoptera. As profundas alterações climáticas ocorridas durante Permiano, decorrentes da aridez do clima no hemisfério norte e das glaciações no hemisfério sul, produziram efeitos dramáticos na flora e na fauna, ocasionando muitas extinções e substituições, com o surgimento de novos táxons. O Permiano foi um período de grande diversificação, principalmente dos holometábolos. Existe o registro de representantes de treze novas ordens de insetos para o Permiano: Permothemistida, Plecoptera, Embioptera, Protoelytroptera, Glosselytrodea, Psocoptera, Thysanoptera, Hemiptera, Mecoptera, Diptera, Neuroptera, Megaloptera e Coleoptera. Entretanto, muitas linhagens desapareceram na grande extinção que ocorreu no fim do período: Monura, Diaphanopterodea, Palaeodictyoptera, Megasecoptera, Permothemistida, Caloneurodea, Blattinopsodea. As linhagens sobreviventes passaram para o Mesozoico e continuaram a se diversificar, mas várias linhagens de insetos hemimetábolos e holometábolos se extinguiram: Protodonata, no Triássico; Paraplecoptera, Glosselytrodea e Miomoptera, no Jurássico; e Protoelytroptera, no Cretáceo. Muitas das famílias recentes de insetos se originaram no Jurássico. No Cretáceo, a maioria dos táxons atuais de insetos colocados no nível de família já estava representada, tendo surgido também a sociabilidade em vários grupos de insetos independentemente. No Terciário, a fauna de insetos é muito semelhante àquela conhecida atualmente, e há vários gêneros que são considerados os mesmos que os atuais.

Classificação de Hexapoda

O sistema utilizado neste livro reconhece 33 clados como ordens recentes de Hexapoda. Essa classificação está baseada no cladograma da Fig. 4.2, com exceção do posicionamento de Strepsiptera. Como discutido no texto, as relações desse clado com os demais Holometabola são muito controversas e, portanto, Strepsiptera foi considerado Holometabola *incertae sedis*. Essa classificação é estritamente filogenética, ou seja, contém apenas grupos reconhecidos como monofiléticos e foi utilizado o procedimento misto, por subordinação e sequenciação, com o emprego de algumas categorias taxonômicas informais.

- Superclasse Hexapoda
  - Classe Ellipura
    - Ordem Protura
    - Ordem Collembola
  - Classe Diplura
    - Ordem Diplura
  - Classe Insecta
    - Subclasse Archaeognatha
      - Ordem Archaeognatha
    - Subclasse Dicondylia
      - Infraclasse Zygentoma
        - Ordem Zygentoma
      - Infraclasse Pterygota
        - Divisão Ephemeroptera
          - Ordem Ephemeroptera
        - Divisão Odonata
          - Ordem Odonata
        - Divisão Neoptera
          - Grupo informal Plecoptera + Embioptera
            - Ordem Plecoptera
            - Ordem Embioptera
          - Grupo informal Orthopteromorpha
            - Ordem Orthoptera
            - Ordem Phasmatodea
            - Ordem Mantophasmatodea
            - Ordem Grylloblattaria
            - Ordem Dermaptera
          - Grupo informal Zoraptera + Dictyoptera
            - Ordem Zoraptera
            - Ordem Isoptera
            - Ordem Mantodea
            - Ordem Blattaria
          - Grupo informal Eumetabola
            - Subdivisão Paraneoptera
              - Ordem Hemiptera
              - Ordem Thysanoptera
              - Ordem Psocoptera
              - Ordem Phthiraptera

FILOGENIA E CLASSIFICAÇÃO

Subdivisão Holometabola
- Ordem Strepsiptera, *incertae sedis*
- Subgrupo informal Coleoptera + Neuropterida
  - Seção Coleoptera
    - Ordem Coleoptera
  - Seção Neuropterida
    - Ordem Neuroptera
    - Ordem Megaloptera
    - Ordem Raphidioptera
- Subgrupo informal Hymenoptera + Amphiesmenoptera + Antliophora
  - Seção Hymenoptera
    - Ordem Hymenoptera
  - Seção Amphiesmenoptera
    - Ordem Trichoptera
    - Ordem Lepidoptera
  - Seção Antliophora
    - Ordem Mecoptera
    - Ordem Siphonaptera
    - Ordem Diptera

Agradecimentos. A André Pires Vanin, pela arte final dos desenhos, e a Fábio Gaiger pelas figuras dos cladogramas.

Referências bibliográficas

Amorim, D.S. 1982. Classificação por sequenciação: uma proposta para a denominação dos ramos retardados. **Revista Brasileira de Zoologia** 1(1): 1-9.

Achtelig, M. & N.P. Kristensen 1973. A re-examination of relationships of the Raphidioptera (Insecta). **Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung** 11: 268-274.

Alexander, R.D. & W.L. Brown 1963. Mating behavior and the origin of insect wings. **Occasional Papers of the Museum of Zoology of Michigan** 628: 1-19.

Almeida, W. de O.; M.L. Christoffersen; D. de S. Amorim; A.R.S. Garrafón & G. S. Silva 2003. Polychaeta, Annelida and Articulata are nor monophyletic: articulating the Metameria (Metazoa, Coelomata). **Revista Brasileira de Zoologia** 20(1): 23-57.

Anderson, D.T. 1973. **Embryology and Phylogeny in Annelids and Arthropods**. New York, Pergamon Press, 495 p.

Aspöck, U; J.D. Plant & H.L. Nemeschkal 2001. Cladistic analysis of Neuroptera and their systematics position within Neuropterida (Insecta: Holometabola: Neuropterida: Neuroptera) **Systematic Entomology** 26: 73-86.

Aspöck, U. 2002. Phylogeny of Neuropterida (Insecta: Holometabola). **Zoologica Scripta** 31: 51-55.

Averof, M. & S.M. Cohen 1997. Evolutionary origin of insect wings from ancestral gills. **Nature** 385: 627-630.

Ax, P. 1987. **The Phylogenetic System. The Systematization of Organisms on the Basis of their Phylogenesis**. Chichester, Jonh Wiley, 340 p.

Barker, S.C.; M. Whiting; K.P. Johnson & A. Murrell 2003. Phylogeny of the lice (Insecta: Phthiraptera) inferred from small subunit rRNA. **Zoologia Scripta** 32: 407-414.

Beier, M. 1972. Ordnung Saltatoria (Grillen und Heuschrecken), p. 2-217. *In*: J.G. Helmcke, D.S.Stark & H. Wermmuth (eds.). **Handbuch der Zoologie**. Berlin-NewYork, W. de Gruyter, Vol. 4(2) 2/5, 217 p.

Beutel, R.G. & F. Haas 2000. Phylogenetic relationships of the suborders of Coleoptera. **Cladistics** 16: 103-141.

Beutel, R.G. & S. N. Gorb 2001. Ultrastructure of attachment specializations of hexapods (Arthropoda): evolutionary patterns inferred from a revised ordinal phylogeny. **Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research** 39: 177-207.

Bitsch, C. 1994. The morphological groundplan of Hexapoda: critical review of recent concepts. **Annales de la Société Entomologique de France N.S.** 30: 103-129.

Bitsch, C. & J. Bitsch 1998. Internal anatomy and phylogenetic relationships among Apterygota insect clades (Hexapoda). **Annales de la Société Entomologique de France (N.S.)** 34(4): 339-363.

Bitsch, C. & J. Bitsch 2000. The phylogenetic interrelationships of the higher taxa of apterygote hexapods. **Zoologica Scripta** 29: 131-156.

Bitsch, C. & J. Bitsch 2004. Phylogenetic relationships of basal hexapods among the mandibulate arthropods: a cladistic analysis based on comparative morphological characters. **Zoologia Scripta** 33(6): 511-550.

Bitsch, C.; C. Bitsch; T. Bourgoin & C. D'Haese 2004. The phylogenetic position of early hexapod lineages: morphological data contradict molecular data. **Systematic Entomology** 29: 433-440.

Bocharova-Messner, O.M. 1971. On the origin of flight apparatus of insects, p. 232. **Proceedings of the XIII International Congress of Entomology, Moscow**.

Boore, J.D.; D.V. Lavrov & W.M. Brown 1998. Gene translocation kinks insects and crustaceans. **Nature** 392: 667-668.

Börner, C. 1904. Zur Systematik der Hexapoden. **Zoologisch Anzeiger** 27: 511-533.

Brodsky, A.K.1994. **The Evolution of Insect Flight**. Oxford University Press, xiv + 229 p.

Boudreaux, H.R. 1979. **Arthropod Phylogeny, with Special Reference to Insects.** John Wiley & Sons, New York, 320 p.

Bradley, J.C. 1942. The origin and significance of metamorphosis and wings among insects, 3:303-309. **Proccedings of VIII Pan American Sciences Congress, Biological Section**.

Brues, C.F.; A.L. Melander & F.M. Carpenter 1954. Classification of insects. Keys to the living and extinct families of insects, and to the living families of other terrestrial artropods.

Bulletin of the Museum of Comparative Zoology of Harvard 108: 1-917.

Cameron, S.L.; K.B. Miller; C.A. D'Haese; M.F. Whiting & S.C. Barker 2004. Mithocondrial genome data alone are not enough to unanbiuguosuly resolve the relationships of Entognatha, Insecta and Crustacea *sensu lato* (Arthropoda). **Cladistics** 20: 534-557.

Caterino, M.S.; V.L. Shull; P.M. Hammond & A.P. Vogler 2002. Basal relationships of Coloptera inferred from 18S rDNA. **Zoologica Scripta** 31: 41-49.

Crowson, R. A. 1967. **The natural classification of the families of Coleoptera.** Second edition. Classey, Hampton, England, 187 p.

Crowson, R. A. 1970. **Classification and Biology**. New York, Atherton Press, vii+350 p.

Cuvier, G. 1812. Sur um nouveau rapprochment à étlabir entre lês classes qui composant lê Règne Animal. **Annales de Museum d'Histoire Naturelle de Paris** 19: 73-84.

Dallai, R.; F. Frati; P. Lupetti & J. Adis 2003. Sperm ultrastructure of *Mantophasma zephyra* (Insecta, Mantophasmatodea). **Journal of Zoomorphology** 122: 67-76.

Dellamare-Debouteville, C. & Z. Massoud 1968. Revision de *Protentomobrya walkeri* Folsom, Collembole du Crétacé, et remarques sur as position systématique. **Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol** 5: 619-630.

DeSalle, R.; J. Gatesy; W. Wheeler & D. Grimaldi 1992. DNA sequences from a fossil termite in Oligo-Miocene amber and their phylogenetic implications. **Science** 257: 1933-1936.

Dohle, W. 1998. Myriapod-insect relationships as opposed to and insect-crustacean group relationship, p. 305-315. *In* R.A Fortey & R.H. Thomas. **Arthropod relationships.** Chapman & Hall, London, xii + 383 p.

Erwin, T.L. 1982. Tropical forests, their richness in Coleoptera and other species. **The Coleopterists Bulletin 36**(1):74-75.

Friedrich, M. & D. Tautz 1995. Ribosomal DNA phylogeny of the major extant arthropod classes and the evolution of the myriapods. **Nature** 376: 165-167.

Garey, J.R. 2001. Ecdysozoa: the relationship between Cycloneuralia and Panarthropoda. **Zooologisch Anzeiger** 240: 321-330.

Giribet, G. & C. Ribera 2000. A review of arthropod phylogeny: new data based on ribosomal DNA sequences and direct character optimization. **Cladistics** 16: 204-231.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of Insects.** Cambridge University Press, New York, xv + 755 p.

Hamilton, K.G.A. 1971.The insect wing, part I. Origin and development of wings from notal lobes. **Journal of Kansas Entomological Society** 44: 421-433.

Hamilton, K.G.A. 1972.The insect wing, part III. Venation of the orders. **Journal of Kansas Entomological Society** 45: 296-308.

Harbecke, R.; M. Meise; A. Holz; R. Klapper; E. Naffin; V. Nordhoff & W. Janning 1996. Larval and imaginal pathways in early development of *Drosophila.* **The International Journal of Developmental Biology** 40: 197-204.

Hennig, W. 1953. Kritische Bemerkungen zum phylogenetischen System der Inseckten. **Beiträge Entomologisch, Sonderheft** 3: 1-85.

Hennig, W. 1969. **Die Stammesgeschichte der Inseckten.** Frankfurt, Kramer, 436 p.

Hennig, W. 1981. **Insect Phylogeny**. New York, Wiley & Sons, xxii + 514 p.

Hinton, H.E. 1958. The phylogeny of the panorpoid orders. **Annual Review of Entomology** 3: 181-206.

Hinton, H.E. 1981. **Biology of Insect Eggs**, 3 vols, Pergamon and Oxford Press, 1125 p.

Hirst, S. & S. Maulik 1926. On some arthropod remains from the Rhynie Chert (old red sandstone). **Geological Magazine** 63: 67-71.

Huelsenbeck, J.P. 1997. Is the Felsenstein zone a fly trap? **Systematic Biology** 46:69-74.

Jamieson, B.G.M. 1987. **The ultrastructure and phylogeny of insect spermatozoa**. Cambridge, Cambridge University Press, 320 p.

Jamieson, B.G.M.; R. Dallai & B.A. Afzelius 1999. **Insects, their spermatozoa and phylogeny.** Enfield, Science Publishers, 564 p.

Janssens, F 2007. Are Collembola terrestrial Crustacea? <www.collembola.org/publicat/crustacn.htm>. Acesso: 28/set/2007.

Jeannel, R. 1945. Sur la position systématique des Strepsiptères. **Revue Française de Entomologie** 11: 111-119.

Kim, K. & H. W. Ludwig 1982. Parallel evolution, cladistics, and classification of parasitic Psocodea. **Annals of the Entomological Society of America** 75: 537-548.

Kingsolver, J.G. & M.A.R. Koehl 1994.Selective factors in the evolution of insect wings. **Annual Review of Entomology** 39: 425-451.

Kinzelbach, R. 1967. Zur Kopmorphologie der Fächerflüger (Strepsiptera, Insecta). **Zoologische Jahrbücher, Abteilung Anatomie** 84: 559-684.

Kinzelbach, R. 1971. Morphologische Befunde an Fächerflüglern und ihre phylogenetische Bedeutung (Insecta: Strepsiptera). **Zoologica** 41(119): 1-256.

Kjer, K.M. 2004. Aligned 18S and Insect Phylogeny. **Systematic Biology** 53(3): 506-514.

Klass, K.–D. & N.P. Kristensen 2001. The ground plan and affinities of hexapods: recent progress and open problems. *In*: T. Deuve (ed.). Origin of the Hexapoda. **Annales de la Société Entomologique de France (N.S.)** 37: 265-298.

Klass, K.-D.; O. Zompro; N.P. Kristensen & J. Adis 2002. Mantophasmatodea: a new insect order with extant members in the afrotropics. **Science** 296: 1456-1459.

Kluge, J.K. 2003. Larval leg structure of Nannochorista Tyllyard, 1917 and characteristcs of Mecoptera. **Russian Entomological Journal** 12(4): 1-5.

Kraus, O. 1998. Phylogenetic relationships between higher taxa of tracheate arthropods, p. 295-303. *In*: R.A. Fortey & RhH. Thomas (eds). **Arthropod Relationships.** London, Chapman & Hall, xii + 383 p.

Kristensen, N.P. 1975. The phylogeny of hexapod "orders". A critical review of recent accounts. **Zeitschrift für zoologische Systematic und Evolutionsforschung** 13: 1-44.

Kristensen, N.P. 1981. Phylogeny of insect orders. **Annual Review of Entomology** 26: 135-157.

Kristensen, N.P. 1991. Phylogeny of extant hexapods, p. 125-140. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielsen, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J.Whitten and M.J. Littlejohn (eds.). **The Insects of Australia: A Textbook for Students and Research Workers, second edition.** Melbourne, CSIRO, Melbourne University Press, 2 vol., 1137 p.

Kristensen, N.P.1995. Forty years insect phylogenetic systematics. **Zoologische Beiträge N.F.** 36: 83-124.

Kristensen, N.P.1998. The groundplan and basal diversification of the hexapods, p. 281-294. *In*: R.A. Fortey & R.H. Thomas (eds.). **Arthropods Relationships**. London, Chapman & Hall, Systematics Association, xii + 383 p.

Kukalová-Peck, J. 1978. Origin and evolution of insect wings

and their relation to metamorphosis, as documented by the fossil record. **Journal of Morphology** 15: 53-126.

Kukalová-Peck, J. 1983. Origin of insect wing and wing articulation from the arthropodan leg. **Canadian Journal of Zoology** 61: 1618-1669.

Kukalová-Peck, J. 1987. New Carboniferous Diplura, Monura, and Thysanura, the hexapod ground plan, and the role of thoracic side lobes in the origin of wings (Insecta). **Canadian Journal of Zoology 65**: 2327-2345.

Kukalová-Peck, J. 1991. Fossil history and the evolution of hexapod structures, p. 141-179. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielsen, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J.Whitten and M.J. Littlejohn (Eds.). **The Insects of Australia: A Textbook for Students and Research Workers, second edition.** Melbourne, CSIRO, Melbourne University Press, 2 Vol. 1137 p.

Kukalová-Peck, J. 1998. Arthropod phylogeny and 'basal' morphological structures, p. 249-268. *In:* R.A. Fortey & R.H. Thomas (eds.). **Arthropod Relationships**. Chapman & Hall, London, xii + 383 p.

Kukalová-Peck, J. & J.F. Lawrence 1993. Evolution of the hind wing on Coleoptera. **Canadian Entomologist** 125: 181-258.

Labandeira, C.C. 1997. Insect mouthparts: ascertaining the paleobiology of insect strategies. **Annual Review of Ecology and Systematics** 28: 153-193.

Labandeira, C.C. 2002. The history of associations between plants and animals, p. 26-74. *In*: C.M. Herrera (ed.). **Plant-animal intercations: an evolutionary approach.** Blackwell, London, 320 p.

Labandeira, C.C. & J.J.Sepkoski 1993. Insect diversity in the fossil record. Science 261:310-315.

Labandeira, C.C.; D.L. Dilcher; D.R. Davis & D.L. Wagner 1994. Ninety-seven million years of angiosperm-insect association: Paleobiological insights into the meaning of coevolution. **Proceedings of the National Academy of Sciences** 91: 12278-12282.

Lake, J.A.1990. Origin of the Metazoa. **Proceedings of the National Academy of Sciences** 87: 763-766.

Latreille, P.A. 1809. **Genera crustaceorum et insectorum secundum ordinem naturalem in familiae disposita, iconibus exemplisque plurimis explicata**. Paris, Amand Koenig. Vol. 4, 388 p.

Latreille, P.A. 1817. Riphiptera, p: 356-359. *In*: G. Cúvier (ed.). **Le régne animal distribue d'après son organisation, pour servir de base a l'histoire naturelle des animaux et d'introduction a l'anatomie**. Paris, Deterville, 653 p.

Lawrence, P.N. 1999. From whence and whiter the Collembola? **Crustaceana** 72(9): 1110-1122.

Lemche, H. 1940. The origin of winged insects. **Videnskabelige Meddelelser fra Dansk Naturhistorisk Forening I Kobenhavn** 104: 127-168.

Linnaeus, C. 1758. **Systema Naturae per Regna tria Naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum charactheribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I.** Facsímile do Vol. 1, 10ª. edição, London, British Museum of Natural History, 824 p.

Lyal, C.H.C. 1985. Phylogeny and classification of Psocodea, with special reference to the lice (Psocodea: Phthiraptera). **Systematic Entomology** 10: 145-165.

Manton, S.M. 1964. Mandibular mechanisms and the evolution of arthropods. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London (B)** 247: 1-183.

Manton, S.M. 1972. The evolution of arthropodan locomotory mechanisms. Part 10. Locomotory habits, morphology and evolution of the hexapod classes. **Zoological Journal of the Linnean Society** 51: 203-400.

Manton, S.M. 1973. Arthropod phylogeny – a modern synthesis. **Journal of Zoology 171**:111-130.

Manton, S.M. 1977. **The Arthropoda. Habits, Functional Morphology and Evolution.** Clarendon Press, Oxford, xx + 527 p.

Marden, J.H. & M.G. Kramer 1994. Surface-skimming stoneflies: a possible intermediate stage in insect flight evolution. **Science** 266: 427-429.

Martynov, A.V. 1925. Aüber zwei Grundtypen der Flügel bei den Insekten und ihre Evolution. **Zeitschrift für Ökologie und Morphologie der Tiere** 4: 465-501.

Martynova, O.M. 1991. Subclass Apterygota. Primitive wingless insects, p. 39-45. *In*: B.B. Rohdendorf (ed.). **Fundamentals of Paleontology, Vol. 9, Arthropoda, Tracheata, Chelicerata**. Translations Publishing Program, Smithsonian Institution Libraries & National Science Foundation. Amerind Publ., New Delhi, xxxi + 894 p.

Massoud, Z. 1967. Contribution à l'étude de *Rhyniella praecursor* Hirst & Maulik, 1926, Collembole fossile du Dévonien. **Revue d'Ecologie et du Biologie du Sol** 4: 497-505.

Mickoleit, G. 1978. Die Phylogenetischen Bezilehungen der Schnabelfliegen-Familien aufgrund morphologischer Ausprägungen der weiblichen Genital- und Postgenitalsegmente (Mecoptera). **Entomologica Germanica** 4: 258-271.

Minet, J. & T. Bourgoin. 1986. Phylogenie et classification des Hexapodes (Arthropoda). **Cahiers Liaison** 63: 23-28.

Miyaki, C.Y.; C.A.de M. Russo & S.L. Pereira 2001. Reconstrução filogenética. Introdução e o método da máxima parcimônia, p. 97-107. *In*: S.R. Matioli (ed.). **Biologia Molecular e Evolução**. Ribeirão Preto, Holos Editora, 202 p.

Müller, F. 1873. Beitrage zur Kenntnis der Termiten. **Jenaische Zeitschrift fur Naturwissenschaften** 7: 333-358.

Nardi, F.; G. Spinsanti; J.I. Boore; A. Carapelli; R. Dallai & F. Frati 2003. Hexapod origins: monophyletic or paraphyletic? **Science** 299: 1887-1889.

Nielsen, C. 1995. **Animal evolution: Interrelationships of the living phyla**. Oxford, Oxford University Press, x + 467 p.

Nilsson, D. -E. & D. Ossorio 1998. Homology and parallelism in arthropod sensory, p. 333-347. *In*: R.A. Fortey & R.H. Thomas (eds.). **Arthropod Relationships**. Chapman & Hall, London, xii + 383 p.

Norris, K.R. 1991. General Biology, p. 68-108. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielsen, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J.Whitten and M.J. Littlejohn (Eds.). **The Insects of Australia: A Textbook for Students and Research Workers, second edition.** Melbourne, CSIRO, Melbourne University Press, 2 Vol. 1137 p.

Page, R.D.; P.L.M. Lee; S.A. Becher; R. Griffths & D.H. Clayton 1998. A different tempo of mitochondrial DNA evolution in birds and their parasitic lice. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 9: 276-293.

Paterson, A.M.; G.P. Wallis & R.D. Gray 2000. Seabird and louse coevolution: Complex histories revealed by 12S rRNA sequences and reconciliation analyses. **Systematic Biology** 49: 383-399.

Penny, N.D. 1975. Evolution of the extant Mecoptera. **Journal of Kansas entomological Society** 48: 331-350.

Rahle, W. 1970. Untersuchungen an Kopf und Prothorax von *Embia ramburi* Rimsky-Korsakow, 1906 (Embioptera, Embiidae). **Zoologische Jahrbücher, Abteilung Anatomie** 87: 248-330.

Rasnitsyn, A.P. 1998. Problem of the basal dichotomy of the

winged insects, p. 237-248. *In* R.A Fortey & R.H. Thomas. **Artbropod relationships**. Chapman & Hall, London, xii + 383 p.

Remington, C.L. 1954. The suprageneric classification of the order Thysanura (Insecta). **Annals of the Entomological Society of America** 47: 277-286.

Rohdendorf, B. B. (ed.). 1991. **Fundamentals of Paleontology, Vol. 9, Arthropoda, Tracheata, Chelicerata.** Translations Publishing Program, Smithsonian Institution Libraries & National Science Foundation. Amerind Publ., New Delhi, xxxi + 894 p.

Ross, H.H. 1965. **A Textbook of Entomology**. New York, Wiley, 539 p.

Ross, H.H.; C.A. Ross & J.R.P. Ross 1982. **A Textbook of Entomology, 4th edition.** New York, Wiley, viii + 666 p.

Rouse, G.W. 2000. The epitome of hand waving? Larval feeding and hypotheses of metazoan phylogeny. **Evolution & Development** 2(4): 222-233.

Schwanwitsch, B.N. 1956. Alary musculature as basis of the system of pterygote insects. **Proceedings of the 10th International Congress of Entomology** 1: 605-610.

Seelinger, G & U. Seelinger 1983. On the social organization, alarm and fighting in the primitive cockroach, *Cryptocercus punctulatus* Scudder. **Zeitschrift für Tierpsychologie** 61: 315-333.

Seifert, G. 1979. Considerations about the evolution of excretory organs in terrestrial arthropods, p. 353-372. *In*: M. Camatini. **Myriapod Biology**. Academic Press, London, 456 p.

Sharov, A.G. 1966. **Basic Arthropodan Stock with Special Reference to Insects**. Pergamon Press, xii, Oxford, England, xii + 271 p.

Sharov, A.G. 1971. **Phylogeny of the Orthopteroidea**. Jerusalem, Israel Program for Scientific Translation, 251 p.

Shear, W.A.; P.M. Bonamo; J.D. Grierson; W.D.I. Rolfe; E.L. Smith & R.H. Norton 1984. Early land animals in North America: evidence from Devonian age arthropods from Gilboa, New York. **Science** 224: 492-494.

Snodgrass, R.E. 1938. Evolution of the Annelida, Onychophora and Arthropoda. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 97: 1-159.

Snodgrass, R.E. 1958. Evolution of arthropod mechanisms. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 138(2): 1-77.

Strausfeld, N.J.; L. Hansen; Y. Li & R.S. Gomez 1998. Evolution, discovery, and interpretation of arthropods mushroom bodies. **Learning and Memory** 5: 11-37.

Terry, M.D. & M.F. Whiting 2005. Mantophasmatodea and phylogeny of the lower neopterous insects. **Cladistics** 21: 240-257.

Thorne, B.L. & J.M. Carpenter 1992. Phylogeny of Dictyoptera. **Systematic Entomology** 17: 253-268.

Tiegs, O.W. & S.M. Manton 1958. The evolution of the Arthropoda. **Biological Reviews** 33: 255-337.

Tilgner, E. 2002. Mantophasmatodea: a new insect order? **Science** 297: 731.

Verhoeff, K.W. 1904. Ueber vergleichende Morphologie des Kopfes niedere Insekten mit besonderer Berücksichtigung der Dermaptera und Thysanuren, nebst biologisch-physiologischen Beiträgen. **Nova Acta Academiae Caesareae Leopoldino-Carolinae Germaniae Naturae Curiosum** 84(1): 1-144.

Wagele J.W. & G. Stanjek 1995. Arthropod phylogeny inferred from 12S rRNA revisited: monophyly of the Tracheata depends on sequence alignment. **Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research** 33: 75-80.

Weber, H. 1949. **Grundriss der Insektkunde.** Jena, Fischer. Segunda edição, viii + 322 p.

Wheeler, W.C.; P. Cartwright & C. Hayashi 1993. Arthropod phylogenetics: a total evidence approach. **Cladistics** 9: 1-39.

Wheeler, W.C.; M. Whiting; Q.D. Wheeler & J.M. Carpenter 2001a. The phylogeny of the extant hexapod orders. **Cladistics** 17: 113-169.

Wheeler, W.C.; M. Whiting; Q.D. Wheeler & J.M. Carpenter 2001b. Erratum. The phylogeny of the extant hexapod orders. **Cladistics** 17: 403-404.

Whiting, M.F. 2001. Mecoptera is paraphyletic: multiple genes and phylogeny of Mecoptera and Siphonaptera. **Zoologica Scripta** 31: 93-104.

Whiting, M.F. 2002. Phylogeny of the holometabolous insect orders: molecular evidence. **Zoologica Scripta** 32: 3-15.

Whiting, M.F. & W.C. Wheeler 1994. Insect homeotic transformation. **Nature** 368: 696.

Whiting, M.F. & J. Kathirithamby 1995. Strepsiptera do not share hind-wing venation synapomorphies with the Coleoptera. **Journal of the New York Entomological Society** 103: 1-14.

Whiting, M.F.; J.M. Carpenter; Q.D. Wheeler & W.C. Wheeler 1997. The Strepsiptera problem; phylogeny of the holometabolous insect orders inferred from 18S and 28S Ribossomal DNA sequences and morphology. **Systematic Biology** 46(1): 1-68.

Wigglesworth, V.B. 1963. The origin of flight in insects. **Proceedings of the Royal Entomological Society of London (C)** 28: 23-24.

Wigglesworth, V.B. 1973. Evolution of insect wings and flight. **Nature 246**(5429):127-129.

Willmann, R. 1987. The phylogenetic system of the Mecoptera. **Systematic Entomology** 12(4): 519-524.

Wood, D.M. & A. Borkent 1989. **Phylogeny and classification of the Nematocera,** p. 1333-1370. *In*: J.F. McAlpine & D.M. Wood (Coords). **Manual of Neartic Diptera, Vol. 3**. Research Branch, Agriculture Canada, Monograph number 32, Canadian Gouvernment Publishing Centre, Quebec, p: vi+1333-1581.

Woodworth, C.W. 1906. The wing veins of insects. **University of California Publications, Tecbnical Bulletin, Entomology** 1(1): 1-152.

Yoshizawa, K. & K.P. Johnson 2003. Phylogenetic position of Phthiraptera (Insecta: Paraneoptera) and elevated rate of evolution in mitochondrial 12S and 16S rDNA. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 29: 102-114.

Tabela 4.1. Sinapomorfias principais que sustentam os clados de hexápodes no cladograma da Figura 4.2.

Clados de Hexapoda	Sinapomorfias principais
1. Hexapoda	- Tagmose: cabeça, tórax e abdômen. - Redução do número de apêndices posteriores: tórax com três pares de pernas; abdômen sem apêndices locomotores, no máximo com estilos.
2. Ellipura ou Parainsecta (Collembola, Protura)	- Presença de órgãos pós-antenais. - Gonóporo terminal. - Espermatozóide enrolado e imóvel. - Redução das antenas. - Redução dos lábios. - Redução do sistema traqueal.
3. Protura	- Microcefalia. - Antenas ausentes. - Olhos compostos e ocelos ausentes. - Desenvolvimento anamórfico.
4. Collembola	- Seis segmentos abdominais. - Apêndices dos segmentos abdominais I, II e III especializados: fúrcula, retináculo e colóforo. - Tíbia e tarso fundidos nos três pares de pernas.
5. Diplura+ (Diplura, Insecta)	- Cercos (apêndices do segmento XI).
6. Diplura	- Mandíbulas com dentes terminais. - Superlínguas interligadas.
7. Insecta ou Ectognatha	- Antena com órgão de Johnston no pedicelo. - Antena sem musculatura no flagelo. - Tarsos subsegmentados. - Fêmea com ovipositor (gonapófises dos segmentos abdominais VIII e IX). - Articulação fêmur-tibial com dois côndilos. - Cutícula com cera. - Espiráculos com mecanismos de fechamento e abertura.
8. Archaeognatha (=Microcoryphia)	- Olhos compostos grandes e contíguos. - Par de espiráculos ausente no segmento abdominal I. - Inserção das antenas muito aproximadas. - Mecanismo abdominal para salto.
9. Dicondylia (Zygentoma, Pterygota)	- Mandíbulas com dois côndilos de articulação com a cápsula cefálica. - Ovipositor com gonângulo distinto. - Tarsos subdivididos em cinco tarsômeros.
10. Zygentoma (=Thysanura)	- Artículo distal do palpo labial alargado. - Conjugação de espermatozóides presente.
11. Pterygota	- Dois pares de asas, um no meso e outro no metatórax. - Transferência de esperma por cópula.
12. Ephemeroptera ou Ephemerida	- Imago não se alimenta e possui existência curta. - Asas posteriores reduzidas ou ausentes; quando presentes, triangulares. - Fêmea com um par de gonóporos; macho com pênis bilobado. - Ovipositor ausente (perda). - Pernas anteriores dos machos adultos com estruturas para segurar as fêmeas. - Estilos do segmento abdominal IX dos machos modificados em "claspers". - Ninfas com brânquias traqueais (brânquio-traqueias) ramificadas no abdômen, laterais.
13. Metapterygota	- Subimago ausente. - Apenas um músculo tentório-mandibular. - Perda de alguns músculos do meso e metatórax. - Asas com um tronco traqueal anterior e um posterior, geralmente fundidos e formando arco. - Pernas do meso e metatórax com um tronco traqueal anterior e um posterior, fundidos.
14. Odonata	- Ninfas com lábio modificado em máscara preênsil. - Olhos compostos muito desenvolvidos. - Pernas dos adultos não utilizadas para caminhar; durante o voo, ficam dispostas em forma de cesto preênsil, utilizado para capturar a presa. - Transferência indireta dos espermatozóides, por meio de órgão copulador localizado nos segmentos abdominais II e III.

Tabela 4.1 (cont.).

15. Neoptera	- Capacidade de flexionar as asas para trás, sobre o tórax e o abdômen. - Um terceiro par de valvas ("gonoplacs") formando um envoltório protetor em torno dos primeiro e segundo pares de valvas do ovipositor. - Asa posterior com um sulco anal separando a região do leque anal da porção anterior.
16. Plecoptera+ (Plecoptera, Embioptera)	- Falômeros reduzidos; órgão intromitente secundário originado do duto ejaculador eversível.
17. Plecoptera	- Ninfas com brânquias traqueais em forma de tufos, laterais.
18. Embioptera ou Embiidina	- Tarsos das pernas anteriores com glândulas de seda. - Cercos dos machos reduzidos, com dois ou três artículos, auxiliando a cópula. - Esclerito cervical lateral dividido em duas peças. - Ovipositor ausente (perda). - Machos com asas reduzidas, homônomas. - Fêmeas ápteras.
19. Orthopteromorpha (Orthoptera, Phasmatodea) (Mantophasmatodea) (Grylloblattaria, Dermaptera))	- Asas mesotorácicas modificadas em tégminas. - Leque anal das asas metatorácicas muito desenvolvido e pregueado.
20. Orthopteroidea (Orthoptera, Phasmatodea)	- Cercos com um artículo. - Asas com área pré-costal ampla. - Glândulas acessórias do aparelho reprodutor masculino dispostas em pacotes.
21. Orthoptera	- Pronoto recobre a propleura. - Pernas metatorácicas modificadas para saltar.
22. Phasmatodea ou Phasmida	- Glândula repugnatória pronotal presente. - Asas anteriores reduzidas e curtas (ou ausentes). - Veia costal ausente. - Segmento abdominal I fundido ao tórax.
23. Mantophasmatodea	- Asas ausentes (perda).
24. Grylloblattaria+ (Grylloblattaria, Dermaptera)	- Ocelos ausentes. - Pronoto discóide. - Suturas pleurais oblíquas anteriormente. - Musculatura indireta do voo reduzida.
25. Grylloblattaria	- Asas ausentes. - Olhos compostos reduzidos.
26. Dermaptera	- Asas mesotorácicas truncadas e reduzidas, com poucas veias. - Asas metatorácicas muito desenvolvidas, podendo ser dobradas em leque sob as anteriores. - Cercos com um artículo no adulto, formando uma pinça. - Esternitos metatorácico e abdominal I fundidos.
27. Zoraptera+ (Zoraptera (Isoptera (Mantodea, Blattaria)))	- Suturas pleurais oblíquas anteriormente. - Musculatura indireta do voo reduzida. - Coxas cônicas, dirigidas para trás.
28. Zoraptera	- Seis túbulos de Malpighi. - Cadeia nervosa abdominal com duas massas ganglionares. - Antena moniliforme. - Placa subgenital da fêmea formada pelo esternito VIII.
29. Dictyoptera ou Isoptera+ (Isoptera (Mantodea, Blattaria))	- Pronoto discóide. - Redução da musculatura longitudinal (indireta) do tórax, que não tem participação no voo — para o voo são utilizados músculos modificados das pernas (deprimem o noto e elevam as asas); músculos diretos abaixam as asas.
30. Isoptera	- Asas secundariamente homônomas (heterônomas em *Mastotermes*). - Asas com área de fratura basal, possibilitando autotomia. - Eusociabilidade, com castas de reprodutores alados, operários e soldados. - Antena moniliforme. - Veia Sc da asa mesotorácica curta. - Espermatozóides sem cauda.

31. Mantodea* (Mantodea, Blattaria)	- Asas mesotorácicas modificadas em tégminas. - Leque anal das asas metatorácicas pregueado. - Falômeros assimétricos. - Determinação do sexo: fêmeas XX; machos XO. - Dentes do proventrículo providos de dentículos secundários. - Produção de ooteca para proteção dos ovos.
32. Mantodea	- Esclerito cervical lateral dividido em quatro peças, o que possibilita grande mobilidade à cabeça. - Protórax e procoxas alongados. - Pernas protorácicas raptoriais. - Olhos grandes e bem separados.
33. Blattaria	- Veia Sc da asa mesotorácica curta. - Escleritos torácicos pouco esclerosados. - Sutura fronto-clipeal ausente (perda).
34. Eumetabola	- Asas membranosas, com barra jugal presente. - Ausência de ocelos nos estágios imaturos.
35. Paraneoptera ou Acercaria (Hemiptera, Thysanoptera (Psocoptera, Phthiraptera))	- Cercos ausentes. - Redução no número de túbulos de Malpighi (quatro ou menos). - Tarsos com dois ou três tarsômeros nos adultos. - Esternito abdominal I ausente. - Gânglios abdominais fundidos, formando uma massa ganglionar. - Espermatozóides com dois flagelos.
36. Hemiptera	- Lábio com três ou quatro segmentos, formando uma bainha que envolve as demais peças bucais. - Palpos labiais ausentes. - Palpos maxilares ausentes. - Ovariolos telotróficos.
37. Thysanoptera	- Mandíbula direita reduzida ou ausente, a esquerda em forma de estilete. - Lábio modificado envolve as demais peças bucais, que em conjunto formam o cone bucal. - Asas modificadas, estreitas, com franja de longas cerdas marginais. - Metamorfose peculiar (remetabolia), com dois ou três estágios pré-imaginais quiescentes. - Arólio modificado, com vesícula protrátil.
38. Psocoptera* ou Psocodea (Psocoptera, Phthiraptera)	- Cibário com esclerosações peculiares. - Mecanismo para desprender o flagelo antenal. - Ovariolos politróficos.
39. Psocoptera	- Ovo com córion extremamente fino; micrópila ausente. - Embrião assume posição dorsal durante a embriogênese.
40. Phthiraptera	- Asas ausentes. - Cabeça achatada dorso-ventralmente e prognata. - Olhos compostos com no máximo dois omatídios. - Ovipositor ausente. - Gânglio supra-esofágico deslocado para trás. - Braços dorsais do tentório ausentes (perda). - Ciclo de vida reduzido a três estágios ninfais. - Ectoparasitas de vertebrados.
41. Holometabola	- Metamorfose completa; ciclo de vida com ovo, larva, pupa e adulto. - Larvas com estemas, olhos simples que desaparecem nos adultos. - Endopterigotos: os rudimentos de asas são exteriorizados na muda de larva para pupa.
42. Coleoptera* (Coleoptera (Neuroptera, Megaloptera, Raphidioptera))	- Músculos cervicais cruciformes. - Terminália feminina modificada: 1ª e 2ª valvas reduzidas, 3º par de valvas formam os palpos vaginais.
43. Coleoptera	- Asas mesotorácicas transformadas em élitros. - Voo proporcionado pelas asas metatorácicas. - Mesotórax e metatórax fundidos. - Segmentos abdominais VIII e IX telescópicos. - Esternitos abdominais I e II membranosos. - Telômero ausente; gonópodo masculino representado apenas pelo basímero.
44. Neuropterida (Neuroptera, Megaloptera, Raphidioptera)	- Ovipositor com valvas do 3º par fundidas dorsalmente e providas de musculatura intrínsica. - Cecos gástricos ausentes (perda).
45. Neuroptera	- Maxilas das larvas com estípites subdivididos. - Mandíbula e lacínia maxilar das larvas justapostas, formando um tubo suctorial. - Palpo maxilar ausente nas larvas. - Tarsos com um tarsômero nas larvas. - Adultos com túbulos de Malpighi criptonéfricos. - Ovipositor com estilos reduzidos.

Tabela 4.1 (cont.).

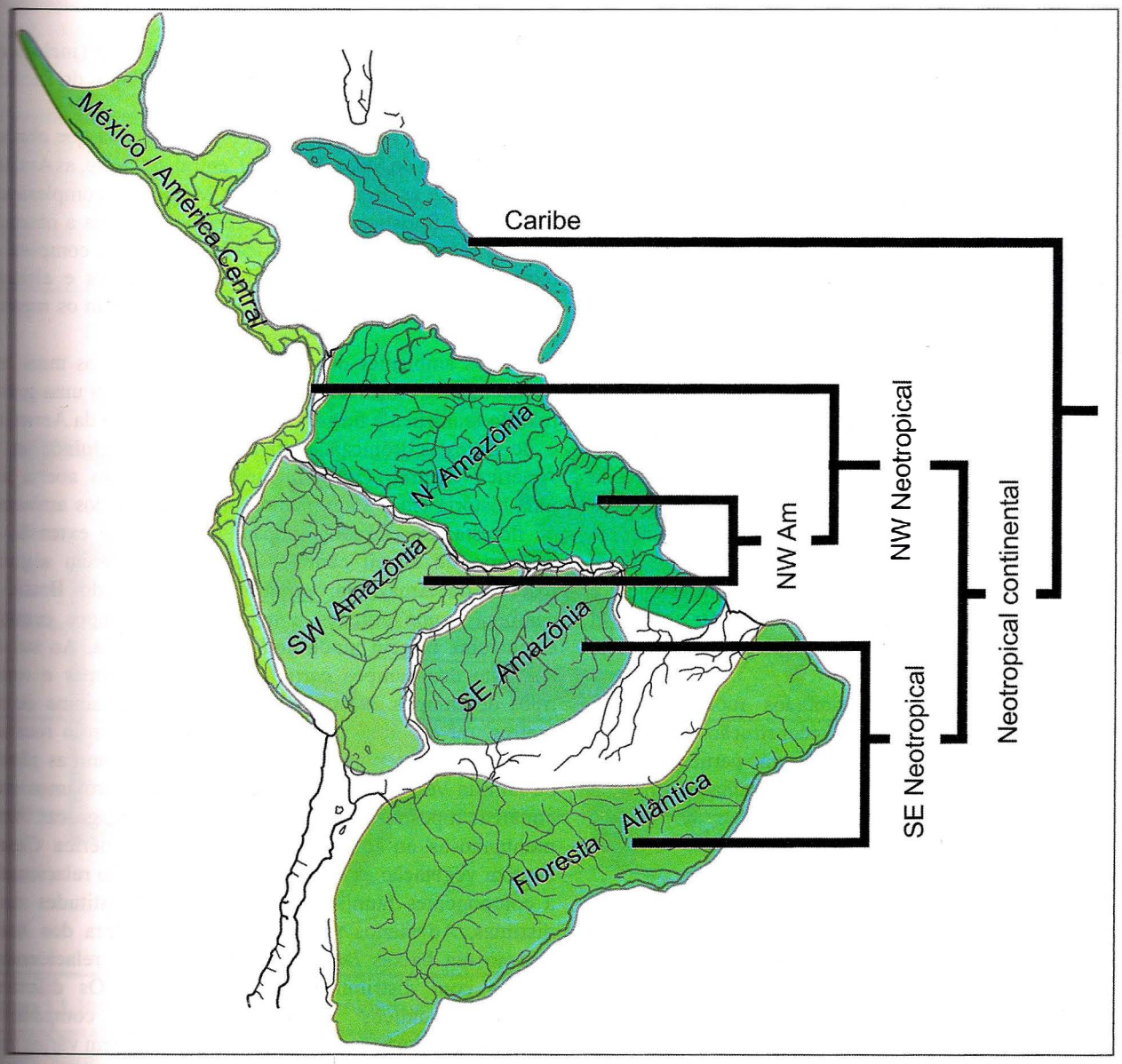
46. Megaloptera	- Larvas com hábitos aquáticos. - Larvas com projeções abdominais providas de brânquias filamentosas. - Maxilas das larvas com estípites alongados, subdivididos.
47. Raphidioptera	- Ovipositor muito alongado. - Cabeça alongada atrás dos olhos, formando um pescoço delgado. - Protórax muito alongado. - Terceiro tarsômero bilobado.
48. Hymenoptera+ (Hymenoptera ((Trichoptera, Lepidoptera) (Siphonaptera, Mecoptera (Strepsiptera, Diptera))))	- Larvas com uma garra tarsal. - Larvas pelo menos primariamente eruciformes (não aplicável para Strepsiptera). - Larvas com glândulas labiais produtoras de seda (não aplicável para Strepsiptera). - Tubo digestivo sem cecos gástricos (perda) (não aplicável para Strepsiptera).
49. Hymenoptera	- Asas anteriores maiores que as posteriores, unidas por ganchos ("hamuli"). - Machos haplóides (haplodiploidia). - Músculos notocoxais ausentes.
50. Panorpida ou Mecopteroidea	- Ovipositor original suprimido, novo ovipositor, derivado dos segmentos distais do abdômen. - Primeiro esclerito axilar com musculatura pleural. - Maxilas das larvas com estípites subdivididos. - Perda de alguns músculos maxilares e labiais nas larvas.
51. Trichopterida ou Amphiesmenoptera (Trichoptera, Lepidoptera)	- Asas densamente revestidas por cerdas ou cerdas modificadas (escamas). - Fêmeas heterogaméticas. - Plano básico de acoplamento das asas: jugo (secundariamente modificado em parte dos Lepidoptera). - Larvas produzem seda durante toda a fase larval.
52. Trichoptera	- Larvas apnêusticas (aquáticas). - Larvas com falsas pernas posteriores, providas de ganchos para fixação. - Antenas reduzidas, papiliformes. - Adultos com peças bucais reduzidas.
53. Lepidoptera	- Asas revestidas com escamas. - Ocelo mediano ausente nos adultos. - Tergito abdominal X bilobado. - Cercos ausentes nas fêmeas.
54. Mecoptera ou Mecopterida ou Antliophora (não aplicáveis a Strepsiptera)	- Perda de alguns músculos do lábio no adulto. - Perda de alguns músculos do labro, lábio e hipofaringe na larva.
55. Mecoptera	- Cabeça alongada, formando rostro. - Labro e clípeo fundidos. - Musculatura tentório-mandibular ausente. - Abertura da espermateca separada do gonóporo. - Alguns músculos da hipofaringe ausentes na larva.
56. Siphonaptera	- Corpo comprimido lateralmente. - Ectoparasitos de aves e mamíferos. - Asas ausentes. - Antenas dos machos atuando como estruturas auxiliares para cópula ("claspers"). - Pente protorácico presente (ctenídio). - Peças bucais modificadas; lacínias, em forma de estilete, formam o canal salivar. - Ovipositor ausente. - Larva ápode. - Larva sem olhos.
57. Halteria (Diptera, Strepsiptera) (não aplicável à Strepsiptera).	- Lacínia da maxila transformada em estilete.
58. Diptera	- Asas metatorácicas transformadas em halteres. - Adultos com mandíbulas alongadas, em forma de punhal ou estilete, com articulação anterior reduzida. - Hipofaringe em forma de estilete. - Palpos labiais formando o labelo. - Espiráculos das larvas sem aparelho de oclusão.

59. Strepsiptera	- Larvas com hipermetamorfose, endoparasitas após o 1° ínstar. - Machos com antenas flabeladas. - Machos com asas anteriores reduzidas, semelhantes a élitros ou halteres. - Machos com asas posteriores grandes, em leque. - Fêmeas ápteras. - Machos e fêmeas com peças bucais reduzidas. - Canal alimentar reduzido, fechado. - Túbulos de Malpighi ausentes.
52. Trichoptera	- Larvas apnêusticas (aquáticas). - Larvas com falsas pernas posteriores, providas de ganchos para fixação. - Antenas reduzidas, papiliformes. - Adultos com peças bucais reduzidas.
53. Lepidoptera	- Asas revestidas com escamas. - Ocelo mediano ausente nos adultos. - Tergito abdominal X bilobado. - Cercos ausentes nas fêmeas.
54. Mecoptera ou Mecopterida ou Antliophora (não aplicáveis a Strepsiptera)	- Perda de alguns músculos do lábio no adulto. - Perda de alguns músculos do labro, lábio e hipofaringe na larva.
55. Mecoptera	- Cabeça alongada, formando rostro. - Labro e clípeo fundidos. - Musculatura tentório-mandibular ausente. - Abertura da espermateca separada do gonóporo. - Alguns músculos da hipofaringe ausentes na larva.
56. Siphonaptera	- Corpo comprimido lateralmente. - Ectoparasitas de aves e mamíferos. - Asas ausentes. - Apêndices dos machos atuando como estruturas auxiliares para cópula ("claspers"). - Pente protorácico presente (ctenídio). - Peças bucais modificadas; lacínias, em forma de estilete, formam o canal salivar. - Ovipositor ausente. - Larva ápode. - Larva sem olhos.
57. Halteria (Diptera, Strepsiptera) (não aplicável à Strepsiptera).	- Lacínia da maxila transformada em estilete.
58. Diptera	- Asas metatorácicas transformadas em halteres. - Adultos com mandíbulas alongadas, em forma de punhal ou estilete, com articulação anterior reduzida. - Hipofaringe em forma de estilete. - Palpos labiais formando o labelo. - Espiráculos das larvas sem aparelho de oclusão.
59. Strepsiptera	- Larvas com hipermetamorfose, endoparasitas após o 1° ínstar. - Machos com antenas flabeladas. - Machos com asas anteriores reduzidas, semelhantes a élitros ou halteres. - Machos com asas posteriores grandes, em leque. - Fêmeas ápteras. - Machos e fêmeas com peças bucais reduzidas. - Canal alimentar reduzido, fechado. - Túbulos de Malpighi ausentes.

Capítulo 5

BIOGEOGRAFIA DA REGIÃO NEOTROPICAL

Dalton de Souza Amorim



BIOGEOGRAFIA DA REGIÃO NEOTROPICAL

Dalton de Souza Amorim

A Biogeografia é a porção das ciências biológicas encarregada de explicar como se formou a distribuição geográfica dos organismos. Assim, a Biogeografia tem duas perguntas fundamentais para responder. Uma delas é, "Por que as espécies são diferentes em regiões diferentes?". A outra é "Por que espécies ou grupos imediatamente aparentados (isto é, que formam grupos monofiléticos) têm distribuições disjuntas, ou seja, separados por barreiras?". É necessário, contudo, dizer que não há uma "biogeografia de insetos". Pode-se interpretar a evolução biogeográfica de grupos de insetos à luz de uma compreensão da evolução biogeográfica ampla de uma região. Mas não há uma evolução biogeográfica separada para os insetos, do mesmo modo que não há uma evolução biogeográfica dos animais — a "Zoogeografia"— completamente separada das plantas, a "Fitogeografia". A biota evolui em sua própria área de ocupação. Ao longo de uma escala de tempo geológica, algumas espécies, incluindo plantas, animais, fungos e microorganismos, permanecem onde sempre estiveram e outras podem passar por processos evolutivos particulares, sendo divididos ou dispersando e alcançando novas áreas. Ainda assim, ao alcançar uma nova área, essa ou essas espécies passam a evoluir junto com a biota que já existia ali.

Neste capítulo, são apresentados modelos gerais de evolução biogeográfica e uma reconstrução da história biogeográfica da região Neotropical em particular, com algumas informações um pouco mais detalhadas sobre a distribuição de insetos neotropicais.

A região Neotropical e sua complexidade.

A região Neotropical é uma de seis grandes áreas, em uma dos sistemas de divisão do globo em regiões com base em similaridade de fauna e de flora. As outras áreas são a região Neártica (incluindo as áreas temperadas do México, Estados Unidos, Canadá e Groenlândia), a região Paleártica (incluindo a Europa, a Ásia e a África ao norte do deserto do Saara, com as ilhas Madeira, Canárias e Cabo Verde), a região Afrotropical (toda a África ao sul do Saara), a região Oriental (incluindo a Índia, o Sudeste Asiático até Borneo, e o sudeste da China, com a ilha de Taipei) e a região Australiana e Oceania (incluindo a Austrália, Nova Zelândia e as ilhas e arquipélagos do Pacífico, como Micronésia, Polinésia e Havaí).

A região Neotropical corresponde à área que abrange toda a América do Sul, a América Central, o Caribe, as Antilhas e Bahamas, e as áreas tropicais do México. A complexidade faunística e florística da região Neotropical torna a obtenção de uma reconstrução da histórica biogeográfica completa da região um enorme desafio. Diferentes latitudes e altitudes não têm a mesma composição de espécies e nem os mesmos ambientes.

Os ambientes de florestas talvez sejam os mais bem conhecidos. A Floresta Atlântica obviamente tem uma grande relação faunística e florística com a diversidade da Amazônia e de florestas tropicais extra-amazônicas, incluindo as da América Central. Os ambientes de vegetação aberta têm uma história em grande medida independente dos ambientes de floresta. Os cerrados ocupam uma enorme extensão de território no Brasil central, alcançando também algumas regiões da Amazônia, nordeste e sudeste do Brasil. A caatinga ocupa porções a nordeste dos campos cerrados e tem uma origem ainda pouco compreendida. Ao sul e a sudoeste dos campos cerrados, estão os pampas e outros tipos de campos. Normalmente em altitudes acima de mil metros, ou em áreas menos altas mas sobre solo rochoso, estão os campos rupestres, com elementos como as plantas da família Velloziaceae, cujos parentes mais próximos estão em áreas rupestres da África do Sul e de Madagascar. Áreas montanhosas ao longo dos Andes e da América Central contêm vegetação aberta, e seus elementos são relacionados a componentes faunísticos e florísticos de latitudes muito distintas. Ao menos parte da fauna e da flora dos Andes mesmo em baixas latitudes certamente está relacionada a grupos com distribuição circum-antártica. Os diferentes hábitats aquáticos continentais contêm componentes faunísticos e florísticos muito variados e incluem vários tipos de ambientes, como corredeiras, ambientes lênticos. Mas incluem também insetos que vivem em reservatórios hídricos em plantas, como bromélias e ocos de árvores, hábitats

exclusivos de algumas espécies de insetos. Os desertos de Atacama, no Chile, e do México correspondem a ambientes especiais, mas têm conexões biogeográficas independentes um do outro. Finalmente, os ambientes marinhos têm uma dinâmica geológica própria, com relações complexas ao norte, ao sul e com a costa atlântica da África.

Há aspectos interessantes quando consideramos com mais detalhe a diversidade (e, consequentemente, a distribuição dos organismos) de cada um desses ambientes. Alguns dos elementos que vivem em ambientes de copa das florestas são mais relacionados a ambientes abertos do que a ambientes mais sombreados da própria floresta. Os insetos aquáticos continentais, por sua vez, nem sempre apresentam os mesmos padrões biogeográficos que os peixes de água doce. Espécies marinhas de modo geral têm distribuição muito mais ampla que as espécies terrestres ou continentais. Isso tudo mostra a complexidade da tarefa de reconstrução biogeográfica, que na região Neotropical ainda consumirá muito tempo de coleta e estudo (se, afinal, os ambientes naturais não forem destruídos antes).

Conexão da região Neotropical com outras áreas. O nome "Neotropical" para uma região biogeográfica aparentemente foi usado pela primeira vez por Sclater (1858), embora Prichard (1826) já tivesse apontado a América equatorial como uma região faunística e floristicamente distinta, conectada às regiões equatoriais da África e da Índia. No entanto, foram os trabalhos de Wallace (1876), dentro de uma perspectiva evolutiva, que deram notoriedade a uma classificação biogeográfica das regiões do mundo, uma vez que as classificações anteriores haviam sido propostas ainda sob uma perspectiva criacionista.

A região biogeográfica Neotropical, no entanto, não é uma entidade geológica ou biogeograficamente única ou homogênea. Essa não é uma conclusão recente. Gill (1885) e Lydekker (1896) já tinham, no século XIX, diferenciado a diversidade biológica da porção sul da América do Sul daquela do restante do continente, notando suas semelhanças com as floras e faunas da Nova Zelândia e do sudeste da Austrália. A parte tropical da região Neotropical, por sua vez, conecta-se com a parte tropical da África, Índia e sudeste Asiático, parte tropical da Austrália e Oceania. O México e, em algum grau, partes da América Central e do Caribe têm uma influência claramente Neártica.

A presença de relações circum-antárticas no extremo sul da América do Sul e em partes ao norte dos Andes deriva em larga escala do fato de que essa porção do continente esteve conectada à Antártida, à Nova Zelândia, Austrália etc., a qual permaneceu com clima ameno durante a maior parte do Cretáceo e do Terciário. *Nothofagus* Blume no Chile e extremo sul da Argentina é um dos elementos mais típicos da flora temperada da América do Sul. Esse gênero de uma família basal de angiospermas é conhecido

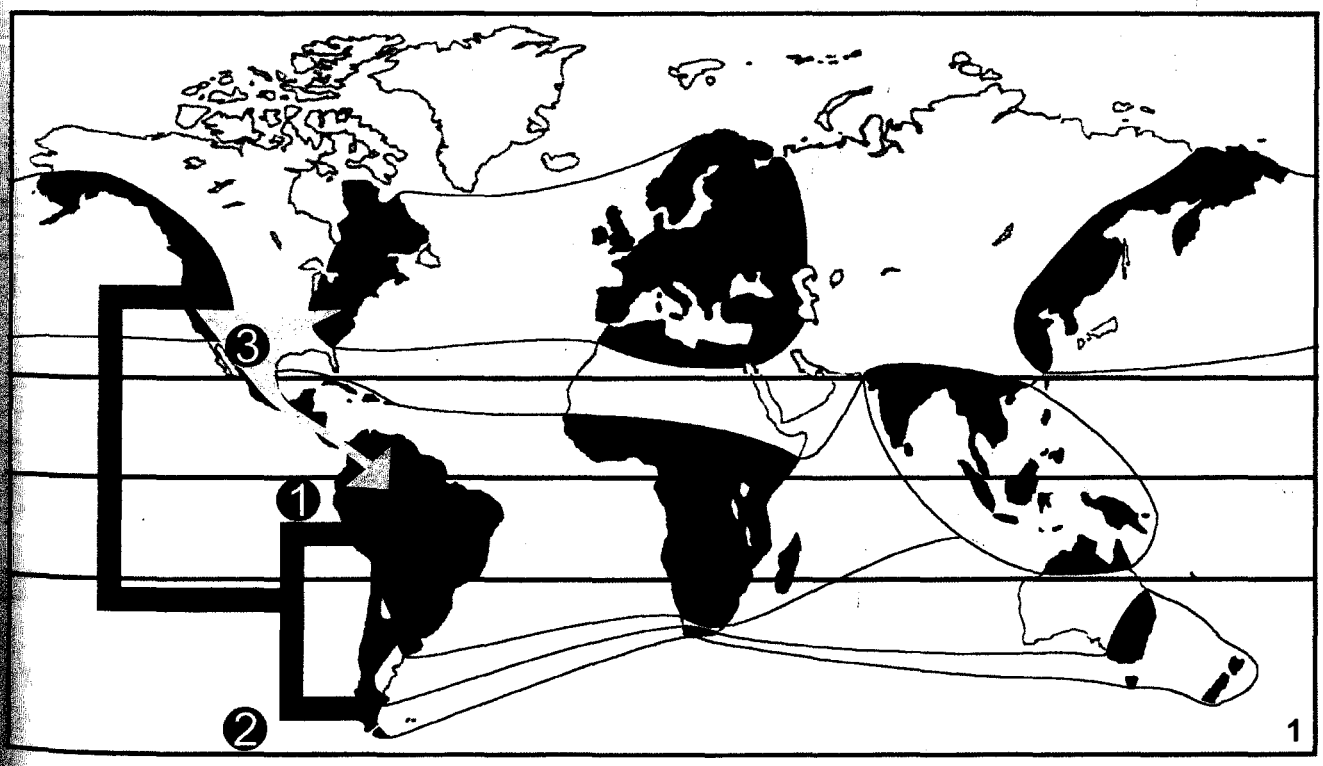


Figura 5.1. Relações de elementos da biota Neotropical com outros continentes. A diversidade atual da região Neotropical contém elementos de origem tropical na Gondwana (1), elementos de origem temperada na Gondwana (2), ambos presentes na região por vicariância, e elementos de origem Neártica (3) que chegaram à região por dispersão, particularmente pelas pontes intercontinentais formadas no Cretáceo e no Plioceno. É possível que haja ainda elementos, mais raros, diretamente relacionados com as regiões Oriental e Australiana. Nesse caso, eles seriam mais provavelmente originados por vicariância em um cenário geológico de expansão do diâmetro da Terra, com a formação do Oceano Pacífico paralelamente à formação do Oceano Atlântico. Fonte: Amorim & Silva (2002).

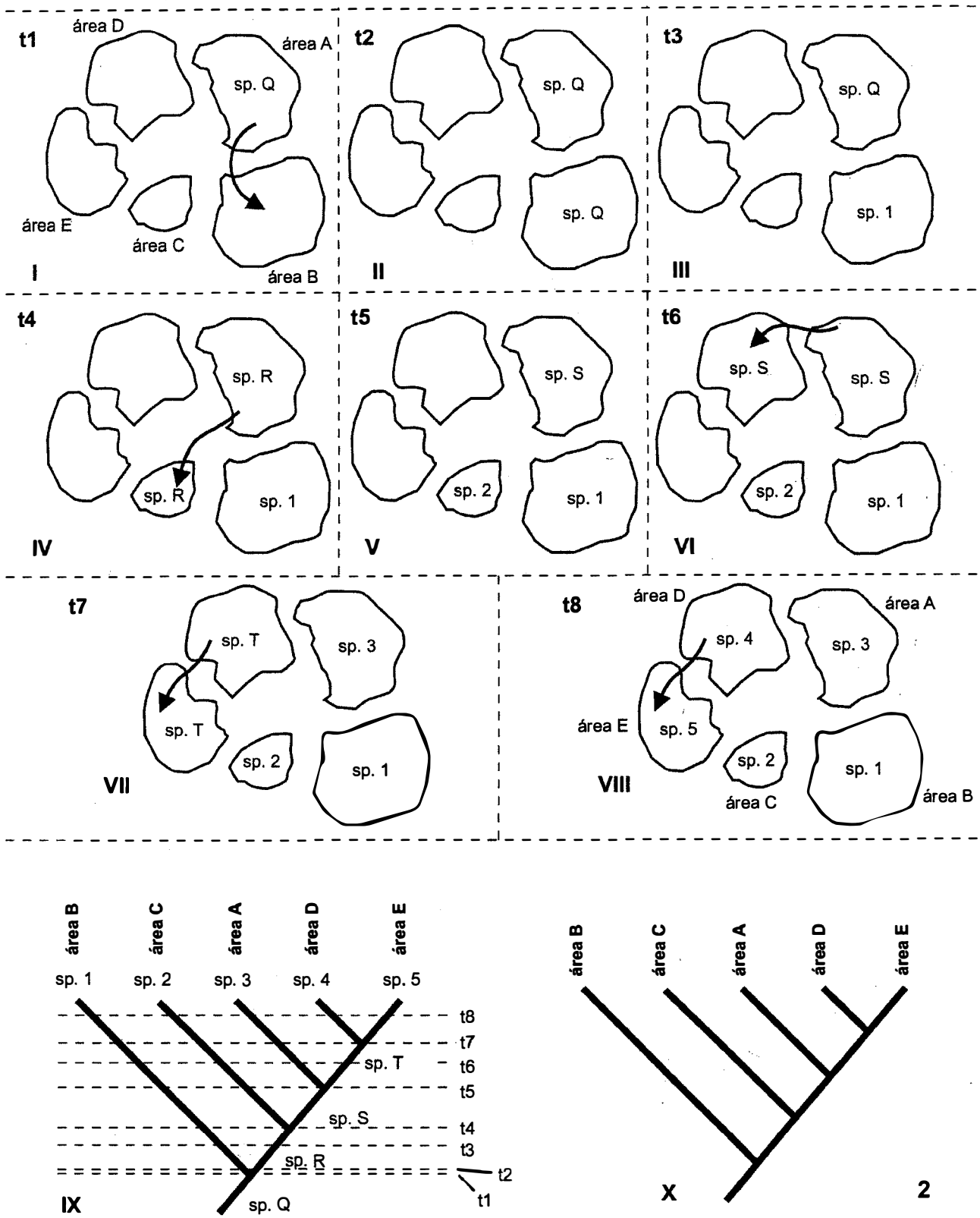


Figura 5.2. Modelo de evolução biogeográfica por dispersão. A espécie ancestral está em uma das áreas, que já estão separadas por barreiras antes do primeiro evento cladogenético. Ou seja, a idade dos eventos de especiação são mais recentes que as barreiras que provocam a disjunção. A sequência de eventos de dispersão depende de oportunidades, que, em princípio, são ao acaso. Assim, o padrão de relação entre áreas depende da sequência de eventos de dispersão ocorrida no grupo. Cada caso de dispersão gera padrões que não necessariamente são congruentes com outros padrões. Padrões discrepantes entre grupos diferentes, portanto, são evidência de eventos de dispersão. **I-VIII**, sequência de eventos de dispersão, resultando em espécies que evoluem diferentemente em áreas isoladas; **IX**, relações filogenéticas entre as descendentes da espécie ancestral; **X**. Padrão de relações entre as áreas dado pelas espécies desse grupo.

do Chile e sul da Argentina, além da Austrália/Tasmânia, Nova Zelândia, Nova Caledônia e tem fósseis conhecidos na África do Sul e Antártida (Humphries 1981). *Araucaria* de Jussieu tem uma distribuição semelhante no mundo. Na América do Sul, há uma espécie no Chile e outra endêmica do sul e sudeste do Brasil, Paraguai e nordeste da Argentina, *Araucaria angustifolia* (Bertol), o "pinheiro-do-Paraná". A biogeografia da parte temperada da região Neotropical foi estudada com métodos de vicariância (Juñent & Flores 2001), com dados especialmente de grupos de besouros. Vários grupos basais de Diptera apresentam esse padrão, entre eles *Nervijuncta* Marshall e *Australosymmerus* Freeman (Ditomyiidae) (Munroe 1974) e *Heterotricha* Loew (Bolitophilidae) (Amorim & Rindal 2007). Alguns grupos, como *Diamphidicus* Cook (Scatopsidae) (Amorim 1989) e *Perissomma* Colless (Perissommatidae), têm claramente disjunção entre o Chile e a Austrália, mas não são conhecidos do sul do Brasil. Casos de relações entre espécies do Chile e sul da Argentina com espécies da Nova Zelândia e sudeste da Austrália são conhecidos de quase todas as ordens de insetos. Os padrões biogeográficos da porção austral da América do Sul foram estudados em mais detalhe por Morrone (1996).

A América Central, em oposição, corresponde a um terreno geologicamente novo, do Plioceno (últimos 5 milhões de anos), que criou uma conexão entre as Américas do Norte e do Sul, colocando em contato elementos da fauna e da flora de duas regiões distintas, uma vez que a América do Norte não pertenceu à Gondwana, como a Região Neotropical mas à Laurásia. O Caribe e as Antilhas, por sua vez, correspondem a um arco tectônico de origem pacífica que, em movimento oeste-leste, inverso ao dos continentes americanos, "passou" entre as Américas do Norte e do Sul. Essa placa criou uma primeira conexão entre as duas regiões, no Cretáceo e início do Terciário, antes de afastar-se ainda mais, formando o arco atual de ilhas do Caribe e das Antilhas. Algumas áreas do México têm espécies de gêneros tipicamente da região Neártica misturadas em florestas tipicamente tropicais. Essa sobreposição, no mesmo ambiente, de elementos tropicais e elementos temperados (como também acontece nas florestas de araucária), corresponde ao que Croizat (1964) denominou de "nós biogeográficos", com sobreposição de faunas e floras de diferentes origens por causa do desaparecimento de barreiras pré-existentes.

Em síntese, a região Neotropical contém:

(1) elementos relacionados com outros continentes em latitudes tropicais (África, Sudeste Asiático e noroeste da Austrália e Oceania);

(2) elementos relacionados com as faunas e as floras de outras regiões em latitudes temperadas austrais (sudeste da Austrália, Nova Zelândia, Nova Caledônia, Novas Hébridas etc.); e

(3) elementos relacionados com a fauna e a flora Neártica (Fig. 5.1).

É possível que haja um quarto padrão, mais raro, de relações entre grupos na América Central e Caribe com elementos nas regiões Australiana e Oriental, como indicado por Croizat (1958), visível em alguns grupos de Diptera, como *Dieseguya* Colless (Grimaldi 1991) ou Isoptera (Krishna & Grimaldi 1991).

O desenvolvimento das teorias biogeográficas. O surgimento da teoria da evolução trouxe duas grandes mudanças de paradigma na maneira proposta por Charles Darwin e Alfred Russel Wallace sobre a natureza das espécies: que espécies surgem a partir da divisão de espécies (isto é, que há uma filogenia) e que a seleção natural explicaria as modificações nas características das espécies. É interessante observar, no entanto, que o surgimento da teoria da evolução em muito pouco contribuiu para uma mudança nas teorias pré-evolucionistas da Biogeografia. A visão biogeográfica anterior à ideia de evolução, de que *as espécies teriam surgido por criação divina em um mesmo lugar em um mesmo tempo*, foi substituída por outra, de que *as espécies teriam surgido por evolução em um mesmo lugar ao longo do tempo*. Na visão evolutiva, os problemas da ausência de conexão entre as espécies e de sua imutabilidade foram resolvidos. Mas a ideia criacionista de *centros de origem* sobreviveu ao surgimento da teoria da evolução. Dentro dessa perspectiva, a noção de que *as espécies se dispersariam para alcançar sua distribuição atual* corresponde a um mero corolário (ou consequência lógica necessária) da ideia de que a origem de grupos ocorre em áreas restritas. Esse é o motivo pelo qual esse modelo biogeográfico é chamado de Dispersionista.

Do ponto de vista do modelo biogeográfico, portanto, as ideias de Darwin e de Wallace pouco alteraram a visão dispersionista pré-evolucionista. Mais que isso, todas as interpretações biogeográficas produzidas nos 100 anos que se seguiram ao advento da teoria da evolução foram feitas sob essa mesma perspectiva, propondo explicações exclusivamente dispersionistas para a distribuição atual das espécies.

Em uma perspectiva dispersionista, quando um grupo têm duas ou mais espécies separadas por uma barreira, essa *disjunção* é explicada necessariamente com a origem do grupo em uma dessas duas áreas, *dispersando-se* para a outra área, ou com origem do grupo em uma terceira área e dispersando-se desse *centro de origem* para as duas áreas atualmente ocupadas. Esses movimentos de dispersão, portanto, ocorreriam em algum momento depois que a barreira existente entre as áreas já estava formada (Fig. 5.2). Nessas circunstâncias, consequentemente, *a idade das barreiras entre essas espécies disjuntas é sempre maior que a origem da separação entre essas espécies*, ou seja, da cladogênese das espécies. Logo, no modelo de dispersão, o surgimento de barreiras não é a causa das disjunções. As primeiras interpretações dispersionistas propostas para os casos conhecidos de disjunção entre continentes do Hemisfério Sul (isto é, América do sul, sul da África, Austrália etc.) sempre apontavam para eventos de dispersão a partir de ancestrais presentes nos continentes do Hemisfério Norte ou para eventos de dispersão através de pontes intercontinentais ou para indivíduos ou populações vagando pelos oceanos. A ideia de que as espécies ancestrais desses grupos já existissem quando os continentes ainda estavam conectados, por exemplo, na Pangea ou na Gondwana, não era aceita, em parte por causa dos dados limitados sobre idade dos fósseis conhecidos na segunda metade do século XIX e na primeira metade do século XX.

A ruptura com os paradigmas dispersionistas na Biogeografia ocorreu apenas a partir dos trabalhos de Léon

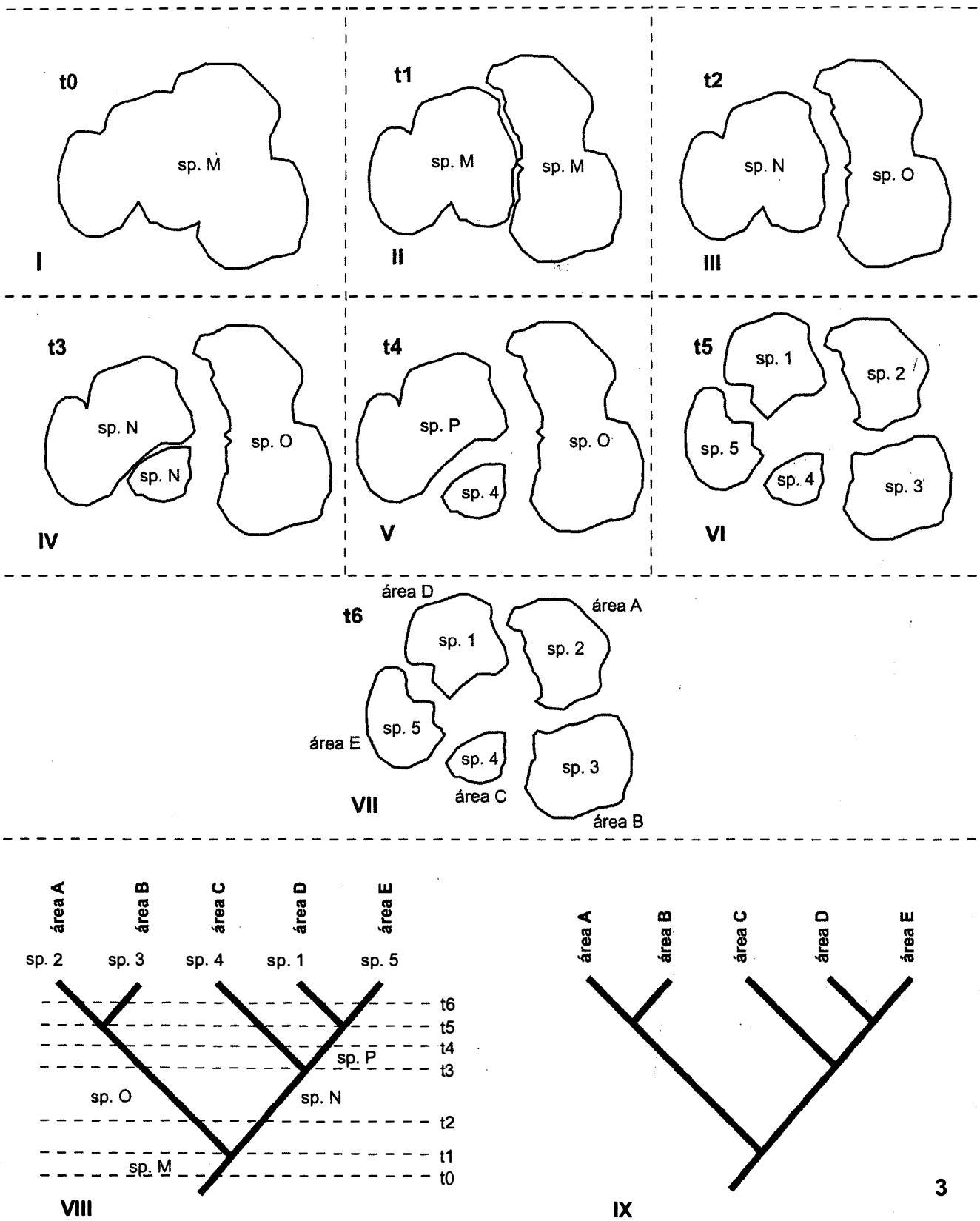


Figura 5.3. Modelo de evolução biogeográfica por vicariância. A espécie ancestral está em uma área antes que a área começa a ser subdivida por eventos geológicos ou geográficos. Assim, a idade dos eventos de especiação é a mesma que a idade das barreiras que causam a disjunção. A sequência de eventos de quebras entre as áreas estará refletida em todos os grupos que ocupavam a biota original e que forem sensíveis à barreira. Padrões congruentes entre grupos diferentes, portanto, são evidência de eventos de vicariância. **I-VII**, sequência de eventos geológicos que fragmenta a área onde vive a espécie ancestral do grupo; **VIII**, relações filogenéticas entre as descendentes da espécie ancestral. **IX**, padrão de relações entre as áreas dado pelas espécies desse grupo.

Croizat (1958, 1964) e Croizat *et al.* (1974). Croizat sugeriu que, além dos mecanismos usuais de evolução biogeográfica por dispersão, as espécies também poderiam evoluir através de processos de *vicariância*. Nesses casos, *a espécie ancestral de duas ou mais espécies atualmente disjuntas teria tido uma distribuição correspondente à soma das áreas atualmente ocupadas pelas espécies descendentes*, isto é, a espécie ancestral estaria na "área ancestral", antes que as próprias barreiras que existem hoje começassem a se formar. O *surgimento da barreira*, portanto, seria a *causa da disjunção* atualmente observável nesse grupo, de modo que a idade da barreira é a mesma que a da separação entre essas espécies (Fig. 5.3).

Antes da proposição do conceito de vicariância, sequer havia a concepção de outro mecanismo de evolução biogeográfica que não fosse a dispersão, de modo que os "métodos dispersionistas" geravam exclusivamente reconstruções bigeográficas dispersionistas (Croizat *et al.* 1974). Atualmente, os casos de disjunção entre espécies podem ser explicados como sendo resultados alternativamente de processos de dispersão ou de vicariância. A determinação de qual mecanismo de evolução biogeográfica (vicariância ou dispersão) ocorreu em cada nível da evolução de um grupo depende da disponibilidade de um *método geral* de interpretação biogeográfica.

Os métodos de biogeografia por vicariância começaram a ser desenvolvidos pelo próprio Croizat (1958, 1964) e têm um fundamento muito sólido: considerando o número de áreas envolvidas e considerando que, de modo geral, os eventos de dispersão são individuais (isto é, espécie por espécie) e ao acaso, os inúmeros casos de dispersão dificilmente resultarão, em seu conjunto, em padrões congruentes, em termos de conexão entre as áreas envolvidas. Por outro lado, na vicariância, *uma região é fragmentada* pelo aparecimento de barreiras que criam disjunção para todos os grupos de plantas e animais que vivem na área, para os quais a barreira é eficiente. Todos ou a maioria dos grupos que vivem na área, afetados pelas mesmas barreiras, tendem a refletir o mesmo padrão biogeográfico. Assim, quando um mesmo padrão de disjunção é encontrado repetido em vários grupos diferentes, é extremamente mais provável que ele tenha sido gerado por vicariância do que por dispersão (Croizat *et al.* 1974; Platnick & Nelson 1978; Rosen 1985). Por outro lado, quando um padrão de distribuição não apenas difere de um padrão geral, mas de outros padrões

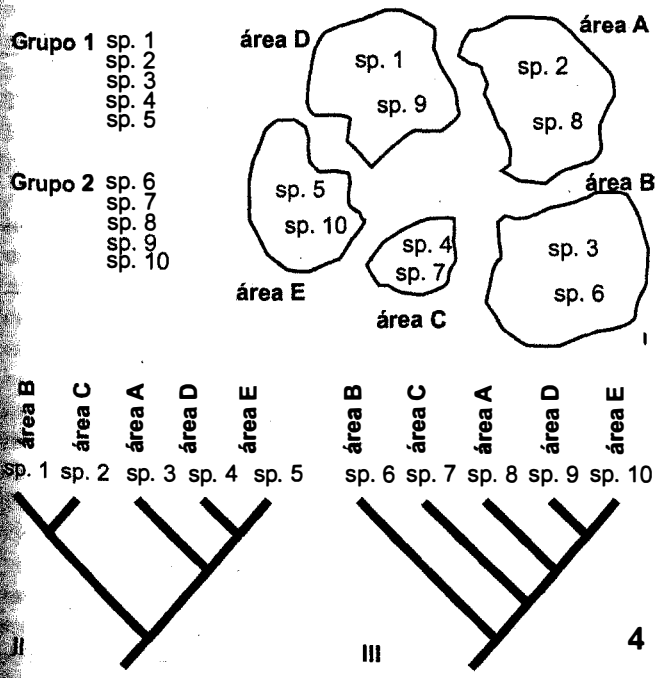


Figura 5.4. I, Padrão atual de distribuição das espécies disjuntas dos casos das Figuras 2 e 3; **II-III**, relações filogenéticas entre as espécies de ambos os grupos. Considerando as relações filogenéticas apenas desses dois grupos e seus padrões de distribuição, não é possível saber qual deles surgiu devido a vicariância e qual surgiu por dispersão.

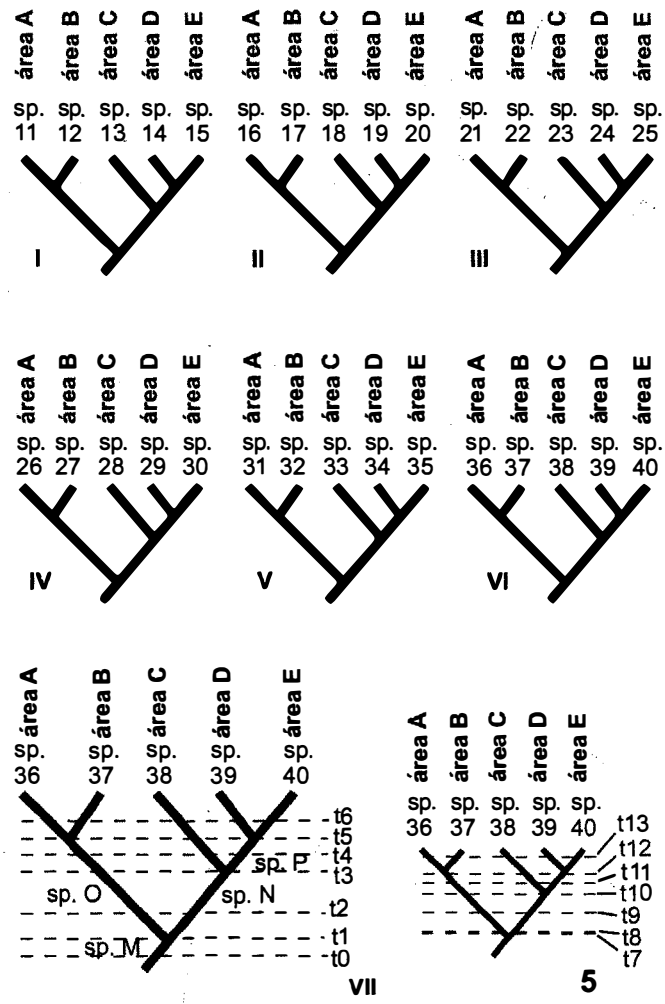


Figura 5.5. Padrões de distribuição de vários grupos distintos congruentes entre si (I-VI) são resultante de vicariância. O padrão encontrado da Figura 2(IX) — ((A + B) + (C + (D + E))) — repete-se em outros grupos. Nessa situação, os padrões incongruentes são mais provavelmente explicados por dispersão. Em uma escala temporal comparável, o conjunto de eventos que geram os eventos de dispersão do grupo da Figura 5(III) corresponde apenas à fatia terminal da sequência de eventos que gera os padrões de dispersão. Assim, as reconstruções biogeográficas que apontam para eventos de vicariância como causa de padrões de disjunção normalmente resultam em hipóteses de origem muito mais antiga para os grupos estudados que as hipóteses geradas por reconstruções dispersionistas para esses mesmos grupos.

particulares, a interpretação mais simples ou econômica é que ele tenha sido gerado por um evento de dispersão (Fig. 5.4). Dessa maneira, os métodos modernos de biogeografia em princípio têm como discernir entre dispersão e vicariância como causa de padrões de distribuição encontrados.

Um subproduto dessa mudança de paradigma na biogeografia é a ordem de grandeza para o tempo admitido para a evolução biológica e, portanto, a idade dos vários grupos de organismos. A idade aceita para a origem da Terra e dos seres vivos na visão criacionista era de cerca de 6 mil anos. Darwin propôs uma grande extensão dessa idade, o que, inclusive, contribuiu, na época, para a resistência à teoria da evolução. Apesar desse aumento na idade aceita para os grupos, na visão darwinista original, a origem aceita para os grupos atualmente disjuntos entre diferentes continentes era mais recente que o tempo de formação dos continentes. Várias teorias de evolução das faunas dentro de cada continente propostas até recentemente aceitavam que grupos relativamente grandes em número de espécies teriam se diversificado nos últimos 15 mil anos. O uso dos métodos biogeográficos de vicariância, portanto, fez com que a idade aceita para a origem de alguns grupos saltasse da ordem de 10^4 anos para 10^7 anos. Ou seja, a idade admitida hoje para a origem de alguns grupos é cerca de mil vezes maior que a de períodos dispersionistas! Isso gerou enormes conflitos entre os autores das hipóteses propostas pelas diferentes escolas de biogeografia (Fig. 5.5).

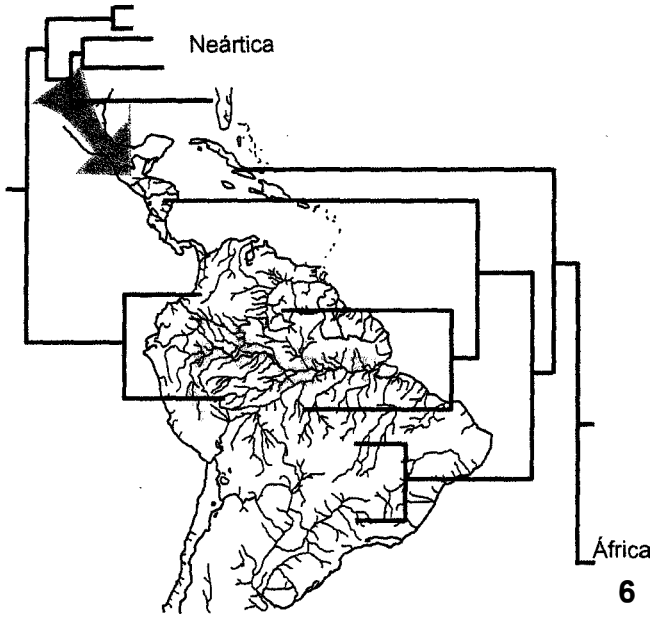


Figura 5.6. Exemplo hipotético de sobreposição de padrões de disjunção por vicariância de grupos neotropicais com origem gondwânica e grupos com origem neártica que alcançaram a região por dispersão. Apesar da congruência nos padrões de disjunção entre os dois grupos, a origem de cada um dos grupos é distinta, como é demonstrado pelas relações de grupo-irmão em um nível mais elevado. Grupos cujos grupos-irmãos estão na região Neártica devem ter sua presença na América do Sul mais provavelmente explicada por dispersão (seta) do norte para o sul, enquanto que grupos cujos grupos-irmãos estão em áreas gondwânicas devem ter sua disjunção mais provavelmente explicada por vicariância.

A biogeografia, desse modo, sofreu uma verdadeira revolução de conceitos e métodos nos últimos 40 anos, gerando um cenário completamente diferente nas novas reconstruções da história biogeográfica dos organismos. Apesar disso, ainda há três dificuldades principais. Uma delas é quanto a detalhes dos métodos hoje disponíveis. A despeito de grandes avanços na interpretação de dados que apresentam congruência, há controvérsias sobre como interpretar os dados conflitantes — diferentes autores divergem quanto aos critérios a serem utilizados. Em segundo lugar, a quantidade de dados detalhados disponíveis, incluindo localidades coletadas, identificação correta, disponibilidade de filogenia e de conhecimento da geologia de cada região, ainda é muito limitada para análises mais detalhadas, fazendo com que muitas interpretações sejam apoiadas em poucas evidências. Finalmente, a evolução biogeográfica parece ter sido bastante complexa em todos os tempos. Com a movimentação de muitos grupos pelo desaparecimento de barreiras geológicas mais antigas, os padrões originais em certa extensão serão apagados, dificultando a reconstrução da história biogeográfica.

Essa discussão tem uma dupla influência sobre a interpretação da evolução biogeográfica na região Neotropical. Primeiro, ainda não se sabe ao certo quais grupos hoje encontrados nesta região: (1) tinham suas espécies ancestrais na Gondwana, ou seja, antes de sua fragmentação, que gerou os continentes da América do Sul, África, Índia, Austrália e Antártida; ou (2) chegaram à região por dispersão, depois do isolamento da América do Sul como continente. Em segundo lugar, ainda há dificuldades em associar padrões de disjunção encontrados dentro da região Neotropical a eventos geológicos, geográficos, climatológicos e ecológicos ocorridos no Cretáceo (entre 144 e 65 milhões de anos passados), ao longo do Terciário (entre 65 e 2 milhões de anos) e no Quaternário (nos últimos 2 milhões de anos). Portanto, as reconstruções mostradas aqui ainda precisam ser vistas como hipóteses iniciais, que serão refinadas em muitos de seus detalhes ao longo dos próximos anos, com um volume maior de análises filogenéticas e de conhecimento de distribuição dos grupos.

Congruência e incongruência entre padrões biogeográficos – métodos. Não está entre os objetivos deste capítulo adentrar a discussão de detalhes dos métodos de análise biogeográfica. Atualmente, há uma pletora de métodos analíticos em biogeografia que discordam, como foi comentado acima, não quanto aos conceitos básicos de biogeografia, mas quanto à maneira de interpretar discrepâncias entre os dados (Crisci 2001). Essa situação foi referida por Nelson & Ladiges (2001) como "*mess of methods*" (uma maçaroca de métodos). Quando há congruência entre padrões exibidos por diferentes grupos, assume-se que ela é resultado de uma história de evolução por vicariância.

A incongruência entre padrões, por sua vez, pode ser resultado de causas distintas, como erros nas reconstruções de filogenias, paralogia biogeográfica, limitações de amostragem e, evidentemente, dispersão. A maior parte dos métodos propostos é incapaz de reconhecer e lidar com casos de replicação entre grupos irmãos ou grupos próximos (Amorim 1992), denominados por Nelson & Ladiges (2003)

de distribuição paráloga. Amostragem insuficiente, somados a erros na reconstrução da filogenia, faz com que as distribuições parálogas não sejam reconhecidas, gerando falsos casos de incongruência que, adicionados às dispersões verdadeiras, resultam em perda de informação e, portanto, dificuldade de detectar padrões biogeográficos gerais (Amorim & Pires 1996; Amorim 2001).

O aperfeiçoamento dos métodos de interpretação biogeográfica, no entanto, terá de ir muito além de meramente reconhecer corretamente distribuições parálogas. Há dois problemas adicionais a serem resolvidos. Um deles é que a presença, em dois ou mais grupos diferentes, de padrões congruentes de distribuição e quebra indica que eles devem ter surgido por vicariância. Isso não resolve, no entanto, a questão da origem dos clados que passaram por esse processo de vicariância. Grupos gondwânicos na América do Sul e grupos que chegaram ao continente por dispersão, por exemplo, mostrarão o mesmo padrão de quebras ocorridas na região após sua invasão. Ou seja, a partir do momento que entram em simpatria, ambos, os grupos presentes na região por vicariância e os grupos que chegaram por dispersão, passam a mostrar congruência quanto aos eventos de vicariância mais recentes. Desse modo, nem todos os grupos que mostram congruência (ou seja, que sofreram vicariância pelas mesmas causas) têm a mesma origem.

Além disso, como foi já comentado, determinadas barreiras podem surgir, desaparecer e voltar a surgir, gerando eventos isomórficos mas separados no tempo, resultando no que tem sido chamado de pseudocongruência. Um exemplo são transgressões marinhas, que se estendem ao longo de vales e depressões de menor altitude. Há outros exemplos desse processo. Uma conexão entre a América do Sul e a América do Norte foi formada no Cretáceo, isolando Pacífico e Atlântico, que desapareceu com o deslocamento do arco do Caribe para o oeste, criando uma nova ligação entre o Pacífico-Atlântico, seguido do surgimento da atual América Central, com nova barreira para os grupos marinhos. Essa mesma sequência se espelha invertida para grupos terrestres. A calha do rio Amazonas e dos principais rios sul-americanos tiveram transgressões isomórficas em diferentes momentos desde o Cambriano. Isso faz com que barreiras de épocas diferentes resultem no mesmo padrão geográfico, confundindo os sinais na análise biogeográfica. Isso talvez ajude a explicar a dificuldade em conciliar a interpretação da evolução biogeográfica de mamíferos, aves, plantas e insetos, por exemplo, que são congruentes quanto a determinados padrões, mas que podem ter origens biogeográficas distintas.

Congruência e incongruência – padrões intercontinentais. O fato de que interpretações *estritamente* dispersionistas pertencem ao passado não diminui o problema gerado com a incongruência entre padrões biogeográficos em estudos atuais. Na região Neotropical, misturam-se padrões biogeográficos relativos a grupos neotropicais de origem gondwânica e grupos neotropicais de origem neártica que chegaram à região por dispersão. Alguns casos de disjunção intercontinental atribuído à dispersão têm sido propostos na literatura. Thorne *et al.* (2000), por exemplo, atribuem a radiação dos grupos de Isoptera ao Terciário Superior, de maneira que os grupos de cupins atualmente disjuntos entre continentes teriam alcançado essa distribuição por dispersão intercontinental em larga escala. Grimaldi (2003) aceita a origem dos Mantodea no Jurássico Superior, de maneira que a maior parte dos grandes clados atuais do grupo não estaria presente na Pangea antes de sua fragmentação. Eskov (1992), por sua vez, entende que os fósseis de aranhas Archaeidae em âmbar Báltico, do Eoceno, negam uma origem gondwânica para o grupo.

Um outro conjunto de trabalhos aponta, por outro lado, para a origem gondwânica de grupos neotropicais recentes, incluindo plantas e animais. Em plantas, por exemplo, as gimnospermas têm origem claramente pangéica (Contreras-Medina & Luna-Vega 2002). Estudos recentes de relações entre subgêneros de *Gunnera* L. (Gunneraceae, Magnoliales), um grupo basal de angiospermas, indica congruência com eventos de tectônica (Wanntorp & Wanntorp 2003). Renner *et al.* (2001) assumem a disjunção em Melastomataceae, uma família de plantas pantropicais, como sendo resultado de dispersão intercontinental ao longo do Terciário. Kitchings *et al.* (2004) aceitam que a disjunção de Proteaceae, Cunoniaceae, Myrtaceae e Lauraceae na região Australiana é devido a vicariância induzida pela tectônica, a que se somam as Euphorbiaceae, Myristicaceae, Sterculiaceae, Meliaceae e Sapotaceae, originárias da região Oriental e que teriam chegado à região por dispersão. Na interpretação de Sanmartín & Ronquist (2004),

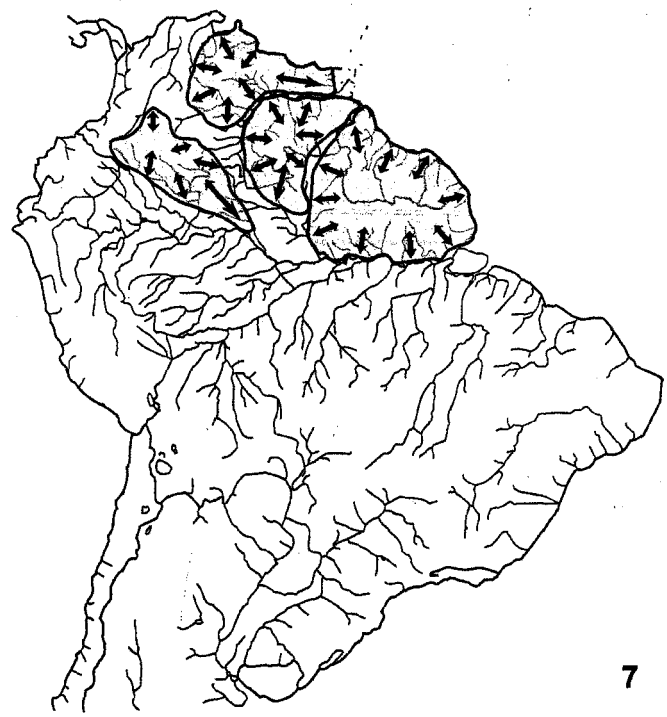


Figura 5.7. Um modelo alternativo para a Teoria dos Refúgios, em que os períodos de glaciação e interglaciação de fato promovem uma alternância na ocupação de determinados terrenos por vegetação aberta e fechada, mas sem que isso implique em eventos de especiação. As espécies em áreas de endemismo de origem Cretáceo-Terciária expandem e retraem sua distribuição até a condição parapátrica, ao longo de rios principais, sem sobreposição da distribuição dos elementos de áreas de endemismo diferentes. Fonte: Amorim (2001).

por outro lado, os casos de disjunção intercontinental entre espécies de todas as famílias de angiospermas deveriam ser explicados como resultado de dispersão.

Entre os insetos, Jacob (2001) assume que as espécies ancestrais de famílias e subfamílias de Ephemeroptera já estavam na Pangea. Gauld & Wahl (2002) assumem que Eucerotinae de Ichneumonidae teria origem na Gondwana, embora Grimaldi & Agosti (2000) aceitem uma diversificação das subfamílias de formigas no Cretáceo Médio. Halffter (1975) antecipou muitas das conclusões modernas de origem das subtribos de Scarabaeinae (Coleoptera) por vicariância na Gondwana, em um estudo detalhado de evolução desse grupo de besouros. Amorim & Tozoni (1995) mostraram padrões biogeográficos de grupos neotropicais de alguns grupos de Bibionomorpha (Diptera) com grande congruência com a fragmentação da Gondwana. No clássico trabalho de Brundin (1966), são apontados casos de disjunção nos dípteros Chironomidae que podem ser explicados por vicariância. Mey (1998) encontra em Trichoptera evidências de origem gondwânica para ao menos um gênero de Hydrobiosidae. A maioria absoluta dos grupos de insetos na região Neotropical, no entanto, ainda não foi estudada quanto a sua origem biogeográfica, de maneira que é difícil estabelecer padrões mais amplos.

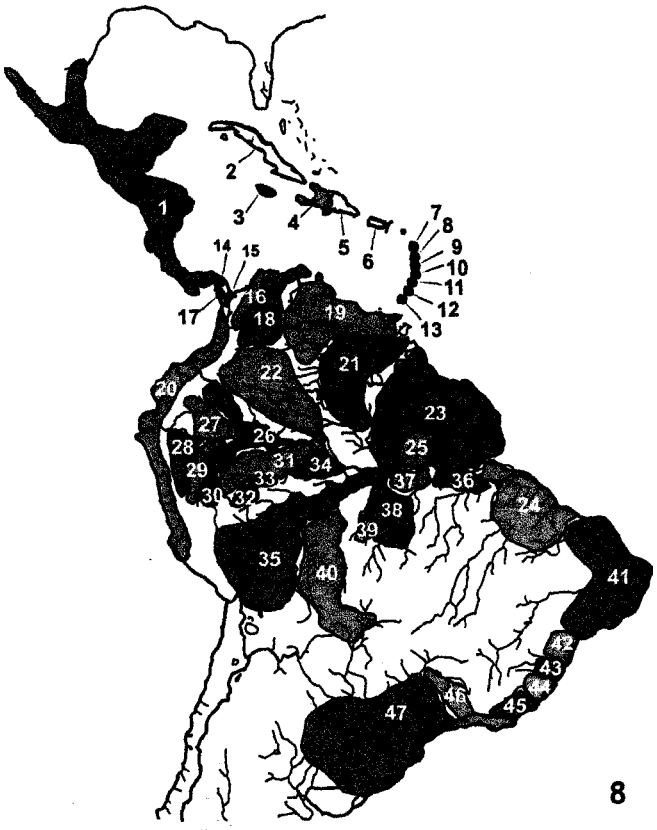


Figura 5.8. Mapa simplificado com as principais áreas de endemismo de grupos de floresta tropical na região Neotropical, baseado em vertebrados, insetos e outros grupos. Os limites e a própria existência de áreas de endemismo são sempre hipóteses que podem ser corrigidas com estudos adicionais. Os dados disponíveis são insuficientes para obter um mínimo de hipóteses confiáveis para várias regiões da América do Sul. Fonte: Amorim (2001).

Scott (1997) propõe que os gastrópodes terrestres Helicoidea tiveram sua espécie ancestral na Pangea e que a separação entre seus grupos disjuntos se deveu, em sua maioria, à vicariância gerada pela tectônica de placa. *Guiglia* Benson (Hymenoptera, Orussidae) também tem disjunção entre o sul da América do Sul, Austrália e Oceania, admitida por Vilhelmsen (2004) como vicariância induzida pela tectônica de placas. Entre os crustáceos Anostraca, a disjunção intercontinental das espécies de *Streptocephalus* Baird é atribuída por Daniels *et al.* (2004) à vicariância, com poucos eventos de dispersão. Alguns desses e muitos outros casos de disjunção associados à tectônica na Gondwana podem ser encontrados em Sanmartín & Ronquist (2004), sendo que Cranston (2006) classifica os vários casos de padrões regionais de grupos gondwânicos.

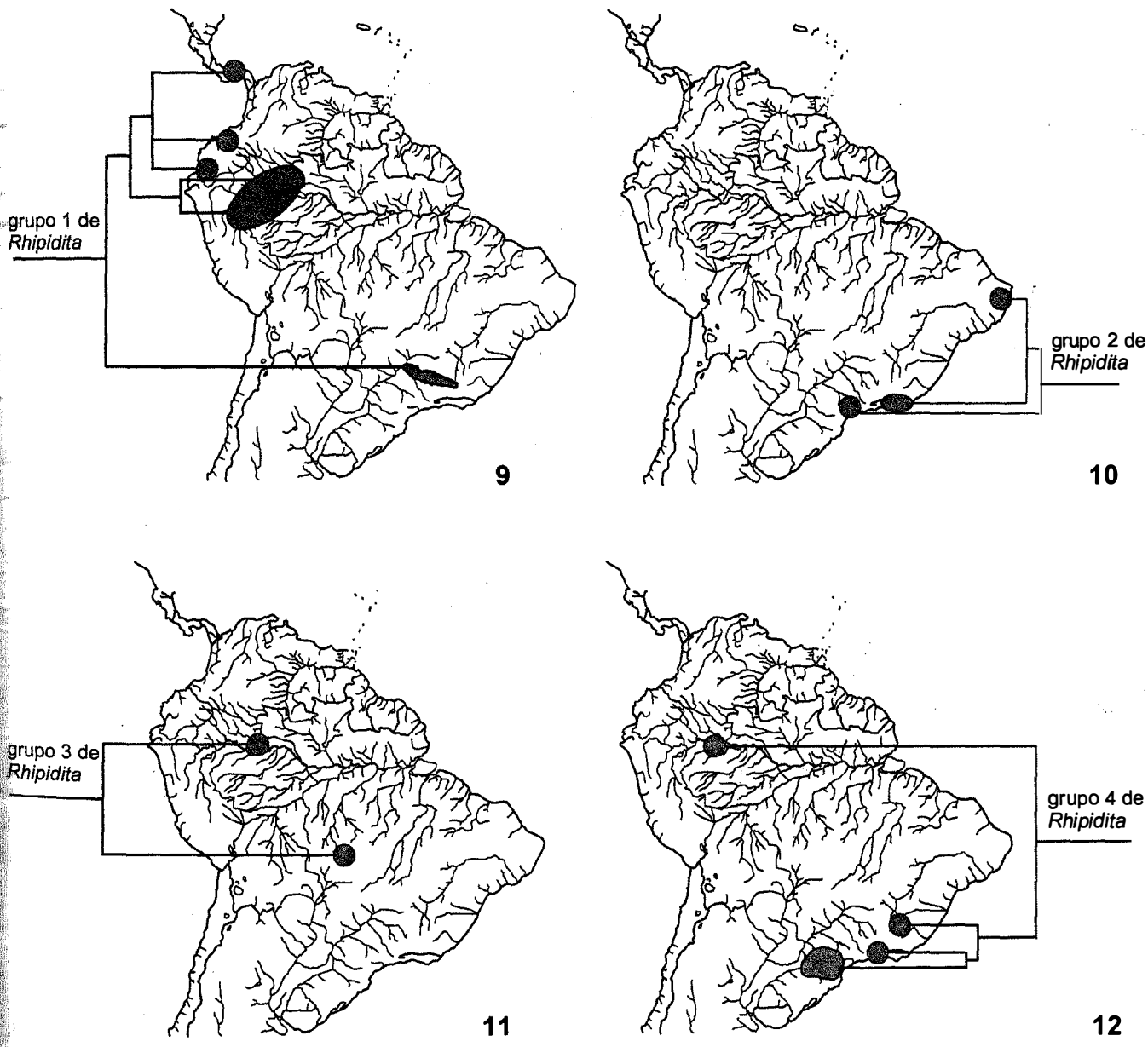
Para os vertebrados superiores, Hedges *et al.* (1996) mostraram, em uma revisão de dados moleculares e de métodos, contrariamente ao apresentado em estudos anteriores, que "*...dados moleculares para a divergência entre ordem de aves e de mamíferos indicam um viés forte e incomum no registro fossilífero contrário aos fósseis do Cretáceo Médio e Superior*". Isso suporta fortemente a ideia de origem gondwânica ao menos para algumas linhagens basais de aves e mamíferos, em consonância com o que foi proposto anteriormente por Cracraft (1973), mas contrariado por seguidas interpretações na literatura, de dispersão em larga escala de todos os clados de aves e mamíferos. Um trabalho recente, por outro lado, aceita relações ao nível de famílias de planta ligadas à Gondwana (Ducousso *et al.* 2004). Avilla *et al.* (2002) propõem uma reconstrução de relações biogeográficas entre áreas de origem gondwânicas com base em grupos atuais e extintos de vertebrados, incluindo Dipnoi, Crocodylomorpha, dinossauros saurópodes, ratites, morcegos e um grupo de mamíferos extintos. Em direção oposta, Vences *et al.* (2001), usando dados moleculares, interpretam que a presença de vertebrados em Madagascar, incluindo peixes, é melhor interpretada como resultado de dispersão cenozoica que devido à tectônica.

Há dados biogeográficos e paleontológicos que dão suporte à origem de ao menos alguns grupos basais de Diptera na Pangea (Amorim & Silva 2002), mas não é claro se esse é o caso dos dípteros superiores (Schizophora). Knutson & Vala (2000), considerando a evolução dos Sciomyzidae, referem-se a uma origem no Cretáceo Inferior a partir de um "estoque" primitivo de acaliptrados (Diptera) saprofíticos cujas larvas desenvolveram uma demanda por dieta com alto conteúdo protéico. Uma vez que o final da fragmentação da Gondwana deve ter ocorrido no Cretáceo Inferior (Audley-Charles *et al.* 1981; Howarth 1981), na perspectiva de Knutson & Vala (2000) ao menos alguns grupos superiores de Diptera poderiam apresentar disjunção intercontinental devido a vicariância. Isso diverge da interpretação de Grimaldi & Cumming (1999), para os quais "a diversificação basal dos Cyclorrhapha ocorreu no Cretáceo Inferior, e é questionável se esse grupo se estendeu no Jurássico", assumindo que a diversificação de famílias e gêneros de Acalyptratae e Calyptratae nos Cyclorrhapha teria ocorrido no Cenozoico Inferior.

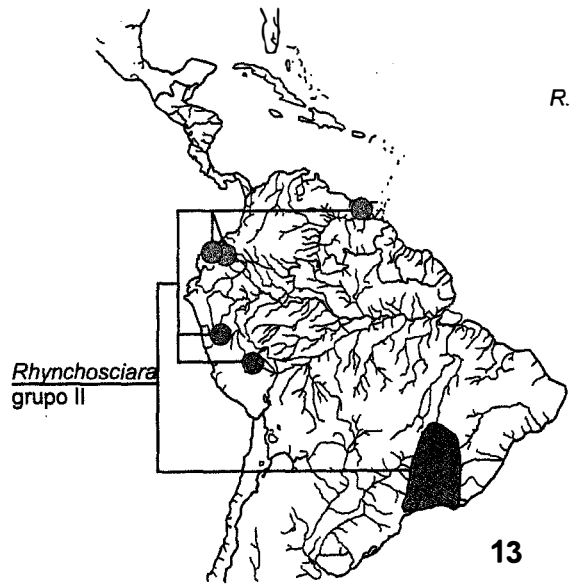
A conclusão sobre a idade de origem dos Cyclorrhapha (ou qualquer outro grande grupo de insetos) é importante por

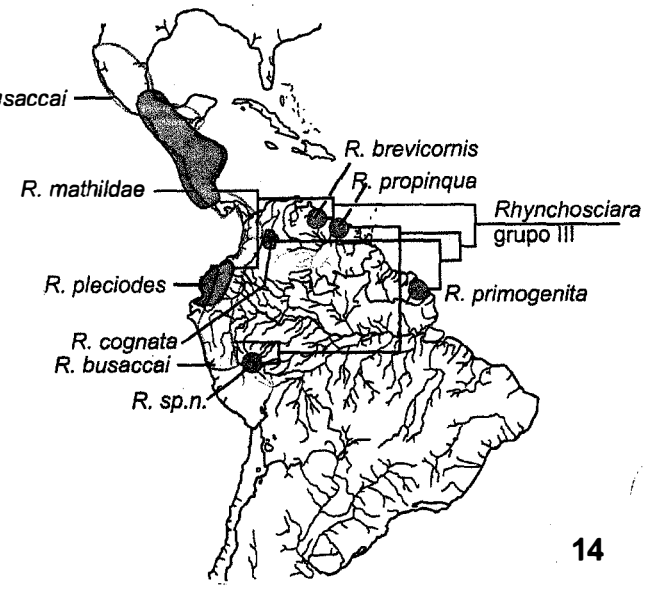
suas implicações. Se o clado contendo os dípteros acaliptrados e caliptrados tiver sua origem *depois* da fragmentação da Pangea, de maneira que sua espécie ancestral estivesse na Laurásia ou na Gondwana (ou em alguma de suas subáreas), a disjunção de todas as famílias e gêneros de Schizophora entre continentes atualmente em quase todo o mundo dever-se-ia a dispersão em larga escala nesses grupos. Admitir que uma grande quantidade de grupos chegou à região Neotropical por dispersão implica que a complexidade dos atuais ecossistemas de floresta foi construída a partir da inserção gradual de elementos exógenos, à medida que eles alcançaram o continente. Admitir, por outro lado, que a diversidade na região é basicamente resultado da diversificação por vicariância implica que uma biota já existia na região quando de sua diferenciação em uma unidade geológica independente, de modo que a condição atual da diversidade na Região Neotropical corresponderia a uma modificação gradual de algo que já existia.

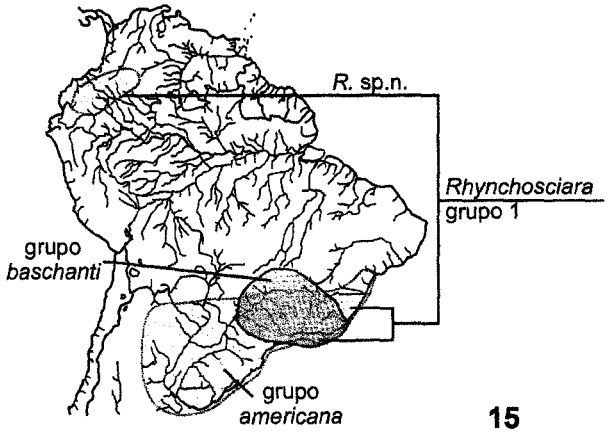
Esses são dois modelos muito diferentes em termos de compreensão do processo de evolução de ecossistemas. Na realidade, a evolução da biota neotropical atual deve corresponder a um modelo misto, com muitos elementos autóctones, de origem cretácea, afetados pela chegada de elementos exógenos ao longo do Terciário. Os dados filogenéticos, paleontológicos e biogeográficos atuais, como apontado por Amorim & Silva (2002), ainda são insuficientes para alcançar conclusões mais sólidas sobre a idade dos clados de Diptera — e o mesmo se aplica à maior parte dos grupos de plantas e animais — de maneira a mostrar quais são os grupos autóctones e quais são os grupos exógenos na biota atual da região. Sanmartín & Ronquist (2004), em estudo recente,

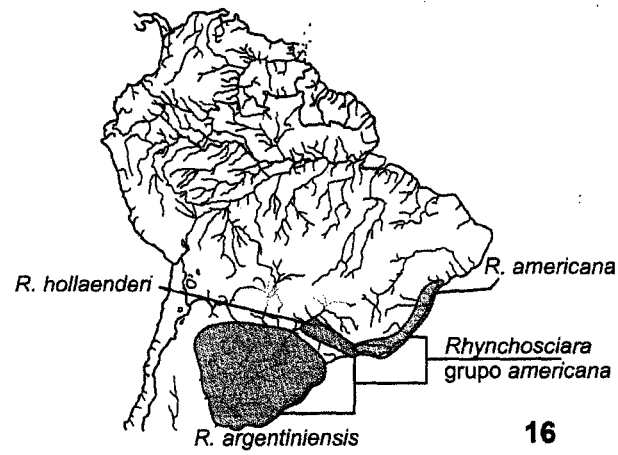


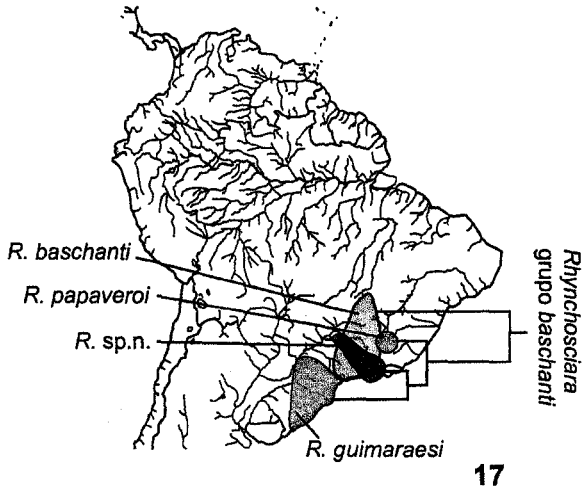
Figuras 5.9-12. Padrões biogeográficos individuais de diferentes clados neotropicais de Diptera. **9**, *Rhipidita* Edwards grupo 1 (Ditomyiidae); **10**, *Rhipidita* grupo 2; **11**, *Rhipidita* grupo 3; **12**, *Rhipidita* grupo 4. Fonte: Amorim & Pires (1996).

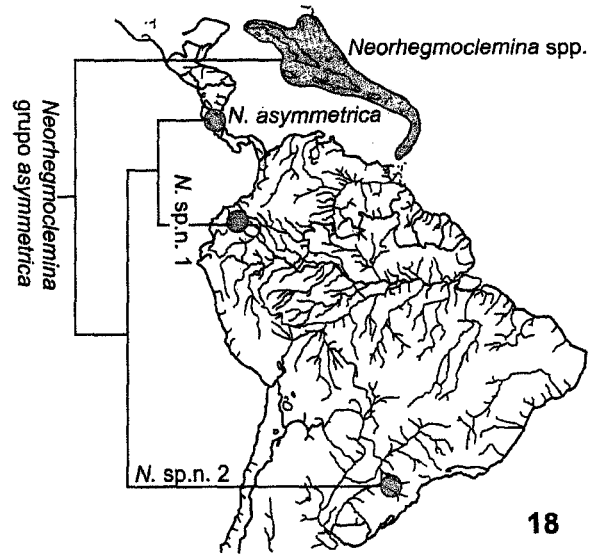










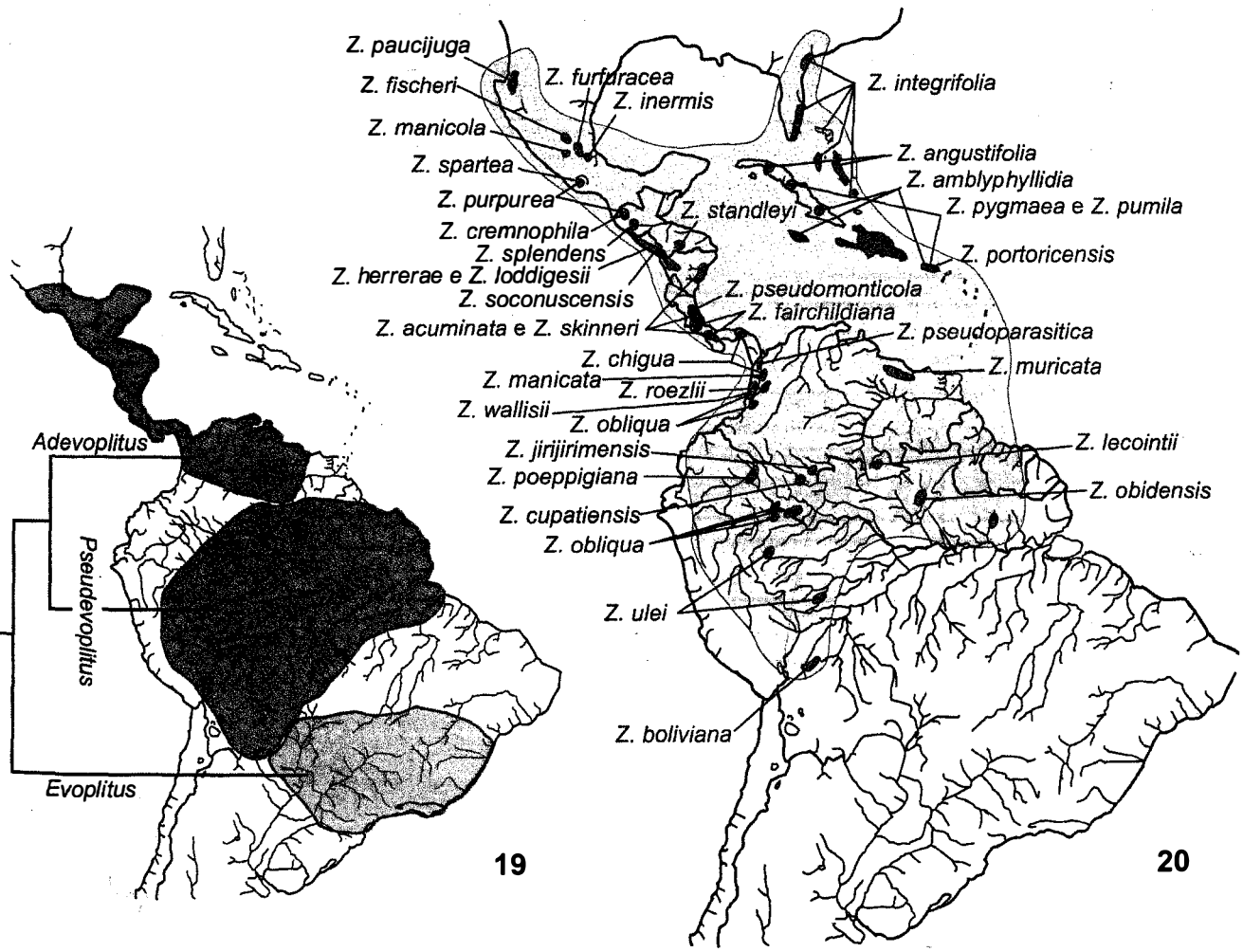


Figuras 5.13-18. Padrões biogeográficos individuais de clados neotropicais de Diptera. **13**, *Rhynchosciara* Ruebsaamen grupo II; **14**, *Rhynchosciara* grupo III; **15**, *Rhynchosciara* grupo I; **16**, grupo *americana* de *Rhynchosciara* grupo I; **17**, grupo *baschanti* of *Rhynchosciara* grupo I; **18**, grupo *asymmetrica* de *Neorhegmoclemina* Cook (com uma espécie extinta em uma posição alta na filogenia do grupo, conhecida de fóssil em âmbar do Oligoceno da República Dominicana, dentro do clado do Caribe). Fonte: Amorim & Pires (1996).

fizeram uma ampla análise dos padrões intercontinentais: "Nos grupos animais, o padrão de distribuição largamente se conforma à divisão geológica da Gondwana (...) e parece ter sido gerado por vicariância geologicamente induzida. Em plantas, no entanto, os padrões hierárquicos (...) são incongruentes com a sequência mais frequentemente aceita de eventos geológicos e parecem ter sido moldados por dispersão concordante e eventos de extinção."

Finalmente, há uma solução alternativa, que mistura elementos de vicariância e dispersão para explicar a disjunção ao menos de muitos dos grupos com conexões circum-antárticas. Grupos que surgiram após a divisão inicial da Gondwana, no Cretáceo, podem ter adentrado a região Neotropical através da Protoamérica Central (o arco do Caribe, de origem pacífica, que criou uma primeira conexão entre a América do Norte, de origem laurásica, e a América do Sul, de origem gondwânica). Esses grupos podem ter ocupado vastas áreas no sul da América do Sul, Antártida (ainda com climas muito amenos), Nova Zelândia e Austrália, que permaneceram conectadas pelo menos até o meio do Cenozoico (Amorim *et al.* 2009), quando houve a perda definitiva do contato entre a Antártida e essas outras áreas do Hemisfério Sul. Assim, a presença desses grupos no Hemisfério Sul seria por dispersão (com o desaparecimento da barreira marinha entre a América do Norte e do Sul) e a origem desses grupos em áreas circum-antárticas, portanto, não seria gondwânica.A disjunção desses grupos em áreas circum-antárticas, no entanto, seria devido a vicariância por fragmentação da porção sul da Gondwana durante o Terciário.

A existência tanto de congruência como de incongruência entre padrões intercontinentais, desse modo, aponta respectivamente tanto para eventos de vicariância quanto para dispersão de grupos de insetos entre continentes. Estudos taxonômicos estritamente regionais, realizados com base na diversidade de grupos em apenas um continente, limitam fortemente nossa capacidade de propor reconstruções de como deve ter sido a biota da Gondwana e da Laurásia antes de sua fragmentação. O que definirá a favor de uma hipótese de um grupo Neotropical ter origem gondwânica por vicariância ou por dispersão na região serão suas relações de grupo-irmão em um nível taxonômico mais alto. Grupos com distribuição Neotropical secundária na região devem ter seus grupos irmãos na região Neártica, enquanto que grupos neotropicais primários, de origem gondwânica, devem ter seus grupos irmãos nas regiões Afrotropical, Oriental e/ou Australiana (Fig. 5.6).

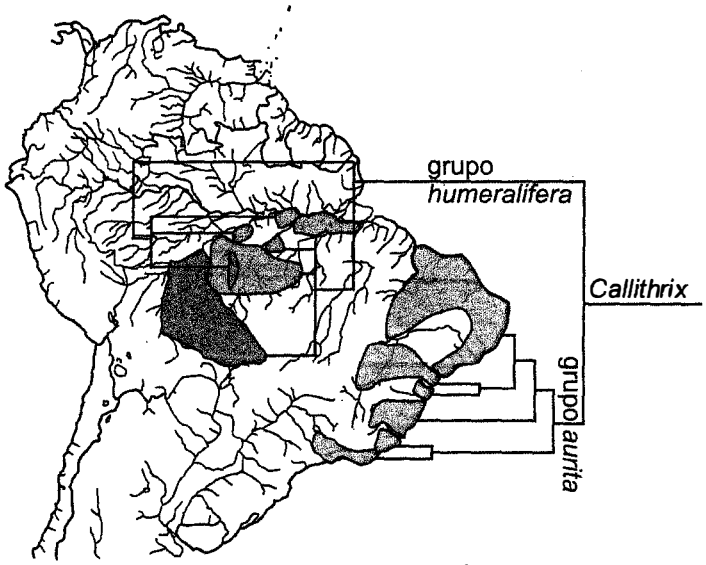


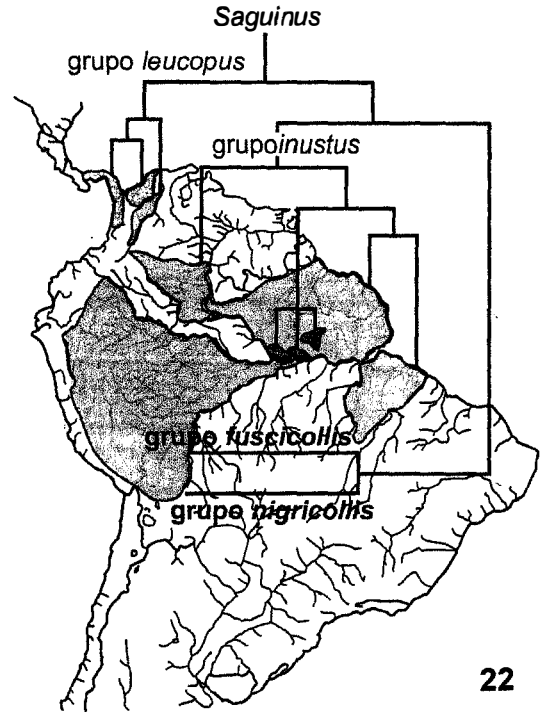
Figuras 5.19-20. Padrões biogeográficos individuais de clados neotropicais de Heteroptera e de Cycadales. **19**, grupo *Evoplitus* Amyot & Serville de gêneros de Pentatomidae; **20**, *Zamia* L. (Zamiaceae) de Cycadales. Fonte: Grazia (1997) e Jones (1993), respectivamente.

Diversidade neotropical e flutuações climáticas. Desde sua descoberta, a fauna e a flora da América do Sul causaram uma impressão muito forte pela alta diversidade de espécies encontradas. Os modelos propostos no final do século XIX e todo o século XX para explicar essa diversidade envolvem uma variedade de causas geológicas, geográficas e ecológicas e, consequentemente, de idades aceitas para os eventos cladogenéticos que geraram as espécies hoje conhecidas na região. Os modelos aceitos assumiram como causas de origem dessa diversidade movimentos tectônicos e formação de mares epicontinentais ao longo do Cretáceo e do Terciário, formação de rios, oscilações recentes no nível do mar, formação de refúgios em períodos glaciais, competição entre espécies e gradientes de especiação parapátrica (para um resumo, veja Haffer 1997). Os modelos de evolução biogeográfica que apontam para eventos no Cretáceo e no Terciário às vezes são denominados paleogeográficos. A maior parte das causas propostas, no entanto, é mais recente, relacionada ao Quaternário.

A maioria dos modelos propostos para a diversificação de espécies de fato não foi inferida a partir de reconstruções biogeográficas. Ao contrário, as reconstruções propostas foram construídas partindo de uma decisão prévia, ou *a priori*, sobre quais teriam sido as causas das especiações, construindo um modelo geral a partir delas. A mais influente dessas teorias foi chamada Teoria dos Refúgios. A riqueza de espécies em áreas tropicais era vista, até a década de 1960, como resultado de uma suposta "estabilidade ambiental" nos trópicos. Períodos glaciais são conhecidos de áreas temperadas do Hemisfério Norte desde o início do século XX (Adams 1905; Stresemann 1920; Hultén 1937), mas se acreditava que eles não tivessem tido efeito relevante no Hemisfério Sul ou ao menos em áreas tropicais. No final da década de 1960 e na década de 1970, surgiu uma grande quantidade de publicações demonstrando a ocorrência de flutuações climáticas, com glaciações e interglaciações, na região Neotropical no final do Cenozoico. Surgiram também proposta sobre o suposto efeito dessa oscilação do clima na evolução da biota neotropical. Ou seja, mostrou-se que a região Neotropical — e não há qualquer contestação em relação a isso — tem sido bastante instável do ponto de vista climático. Houve uma sequência de períodos de glaciação, com menor umidade e menor temperatura (acompanhada de uma retração da área ocupada por florestas e expansão das áreas de cerrado, campos e caatingas) e períodos de interglaciação, com maior temperatura e pluviosidade, com expansão das florestas e retração da vegetação aberta. Haffer (1969, 1981, 1982), Vanzolini (1973) e Vanzolini & Williams (1981) deram um passo além, propondo uma conexão causal entre os máximos de glaciação no final do Pleistoceno e os padrões atuais de disjunção entre espécies de floresta na América do Sul. De fato, parece haver causas diferentes que resultam em ciclos glaciais no planeta, cada qual com periodicidade distinta, chamados de ciclos de Milankovitch.

Esses ciclos de glaciação na América do Sul e seus efeitos sobre a paisagem foram demonstrados, por exemplo, nos trabalhos pioneiros de Ab'Saber (1967, 1971) e Bigarella (1971), e, mais recentemente, Hooghiemstra & van der Hammen (2001) e Souza *et al.* (2005). A Teoria dos Refúgios, no entanto, mais que meramente aceitar que os ciclos de glaciação afetaram a distribuição relativa de florestas e ambientes abertos, afirma que *a causa da diversificação de espécies e formação dos padrões biogeográficos atuais* teria





Figuras 5.21-22. Padrões biogeográficos individuais de clados neotropicais de primatas Callitrichidae. **21**, *Callithrix* Erxleben; **22**, *Saguinus* Hoffmannsegg . Fonte: Amorim & Pires (1996).

sido a formação de refúgios ao longo do Quaternário, em especial pela glaciação mais recente, ocorrida entre 18 mil e 15 mil anos atrás. A fragmentação das florestas como possível causa de especiações nesses ambientes corresponderia, nessa perspectiva, apenas a um caso particular de vicariância.

Críticas à Teoria dos Refúgios abarcam tanto a ausência de um método geral de análise para gerar reconstruções históricas, quantos problemas como o próprio modelo (Amorim 1991, 2001). Simulações com o Modelo de Refúgios, considerando o número de refúgios e o número conhecido de ciclos de glaciação, geraram, para cada espécie ancestral que vivesse na América do Sul no final do Cretáceo, milhares ou milhões de espécies descendentes no final do Quaternário. Esses números não são encontrados em absolutamente nenhum caso, forçando a refutação do modelo. Portanto, o efeito da flutuação do cli ma sobre as espécies na América do Sul deve ter sido basicamente de expandir e retrair a distribuição de espécies de floresta em torno das áreas nucleares de refúgios (Fig. 5.7). As áreas nucleares de refúgio, por uma coincidência topográfica, corresponderiam a áreas de endemismo originadas em períodos geológicos anteriores (Amorim 2001). Nesse sentido, as flutuações do clima no Quaternário teriam sido responsáveis por extinção em escala consideráveis e não especiação em larga escala.

Nos ambientes abertos, por sua vez, as espécies devem ter alcançado ampla distribuição nos máximos glaciais, mas durante os máximos interglaciais não deve ter havido isolamento genético entre as populações isoladas, de modo que praticamente não há endemismos regionais de insetos em cerrados, caatingas e campos, como se vê em abelhas (Zanella 2002) e grupos cactófilos de *Drosophila* (Diptera) (Manfrin *et al.* 2001; Brito *et al.* 2002). As espécies de ambientes florestais, por outro lado, têm-se mantido

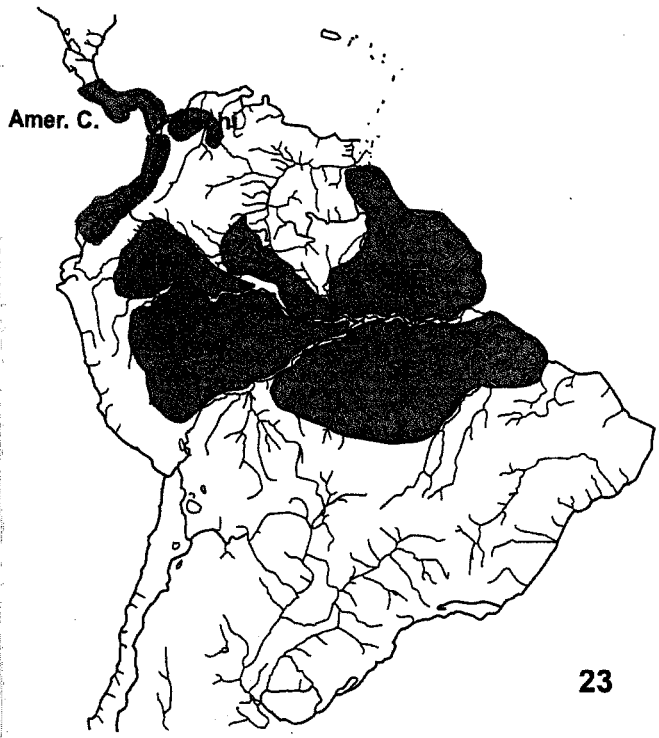


Figura 5.23. Padrão biogeográfico encontrado para Aves da Amazônia. Fonte: Cracraft & Prum (1988).

em grande medida fiéis a sua distribuição original, de maneira que hoje é fácil detectar áreas de endemismo geograficamente bastante restritas em toda a região Neotropical, como será visto adiante, por exemplo, em Primatas, dípteros (Amorim & Pires 1996) e abelhas (Camargo & Pedro 1996).

Interpretações alternativas foram propostas mais recentemente para a diversificação da fauna e da flora da Amazônia com base em outros modelos *a priori*, mas também sem o apoio em métodos gerais de reconstrução biogeográfica. O mais destacado talvez seja a presença de um braço de água salobra ao longo do rio Amazonas (Räsänen *et al.* 1995; Marroig & Cerqueira 1997). Como será visto adiante, esse evento realmente explica alguns dos padrões de disjunção na região, mas é necessário inserir esse evento particular dentro de uma perspectiva histórica mais ampla. Como será visto adiante, esse é apenas mais um dos eventos de vicariância que influenciaram a evolução biogeográfica da América do Sul. Finalmente, os trabalhos com datação utilizando dados moleculares entre espécies da Floresta Atlântica e da Amazônia (Zink & Slowinski 1995) mostram que, de fato, boa parte dos eventos cladogenéticos entre espécies é mais antiga que o Pleistoceno, sendo mais uma fonte de dados que contraria o Modelo de Refúgios e outros modelos de especiação recente na região Neotropical.

Chegando às causas a partir dos padrões: história biogeográfica de áreas de florestas tropicais na região Neotropical. Alguns grupos de animais e plantas têm espécies com ampla distribuição dentro da região Neotropical, estendendo-se desde o sul do Brasil ou norte da Argentina até a América Central. Outras espécies têm distribuição um pouco menos extensa, mas ainda assim cobrindo amplas áreas no continente. Há um grande número de grupos de organismos, como insetos, aracnídeos, mamíferos, angiospermas etc., no entanto, cujas espécies têm distribuição geográfica limitada. Essas *áreas de endemismo*, reconhecidas por biogeógrafos utilizando diferentes abordagens (dispersionistas, Teoria dos Refúgios, Pan-biogeografia, Biogeografia Cladística, PAE (*Parsimony Analysis of Endemicity*) etc. concordam consideravelmente quanto à posição dessas áreas e quanto a seus limites. Ou seja, discordâncias entre as escolas de biogeografia dizem respeito basicamente às causas geradoras do endemismo, mas não necessariamente à posição e ao limite das áreas de endemismo. Essas áreas estão representadas de uma forma mais ou menos simplificada na Fig. 5.8 e têm uma importância muito grande em projetos de conservação dos ambientes naturais e de espécies da fauna e da flora.

A detecção dessas áreas, especialmente o estabelecimento de seus limites, envolve problemas bastante delicados de confiabilidade da informação e de métodos. Espécies nominais parafiléticas na literatura e erros de identificação em coleções geram informação equivocada e acarretam ruído na análise, dificultando a detecção das áreas de endemismo e de seus limites. Assim, uma parte dos conflitos entre autores sobre endemismo pode dever-se à presença, na base de dados, de "falsas espécies" (Santos & Amorim 2007). A informação sobre os limites de áreas de endemismo é fundamental no

estabelecimento de políticas de conservação, no sentido de posicionar geograficamente reservas naturais, parques ecológicos e áreas de preservação, mostrando que a sistemática é muito mais que uma área da ciência sem fundamentação teórica, fornecedora de nomes (Carvalho *et al.* 2005).

O uso da informação filogenética em alguns estudos biogeográficos nos últimos anos permitiu reconhecer não apenas áreas de endemismo, mas também a relação entre essas áreas. Dados de filogenia de vários grupos de Diptera, como Ditomyiidae (Figs. 5.9-12), Sciaridae (Figs. 5.13-17) e Scatopsidae (Fig. 5.18) (Amorim 1987, 2001; Amorim & Pires 1996), puderam ser usados para propor uma reconstrução da história biogeográfica da região Neotropical. Grazia (1997) encontrou padrões de distribuição de gêneros de Pentatomidae (Heteroptera) (Fig. 5.19) congruentes com os dados de Amorim & Pires (1996). Os limites de algumas dessas áreas aparecem também na distribuição de *Zamia* L. (Fig. 5.20), um gênero neotropical de Cycadales. Esses padrões são muito próximos aos encontrados em Primatas neotropicais, por exemplo, Callitrichidae (Figs. 5.21-22). Cracraft & Prum (1988) e Nores (1999) utilizaram dados de sistemática de Aves para propor reconstruções biogeográficas para a Amazônia encontrando padrões semelhantes (Fig. 5.23). No estudo de papilionídeos (Lepidoptera) da Amazônia feito por Racheli & Racheli (2004), ainda que a sequência de separação entre as áreas maiores não seja precisamente a mesma, as grandes áreas formadas são largamente congruentes com os padrões de outros grupos de animais (Fig. 5.24). Para a Floresta Atlântica, há congruência com os padrões de Opiliones (Arachnida) (Pinto-da-Rocha *et al.* 2005). Padrões similares também são encontrados em coleópteros e heterópteros (Hemiptera). Vários capítulos em Malabarba *et al.* (1998) permitem iniciar a reconstrução da evolução biogeográfica de peixes de água doce da América do Sul. Lucena (2003) estudou a filogenia de

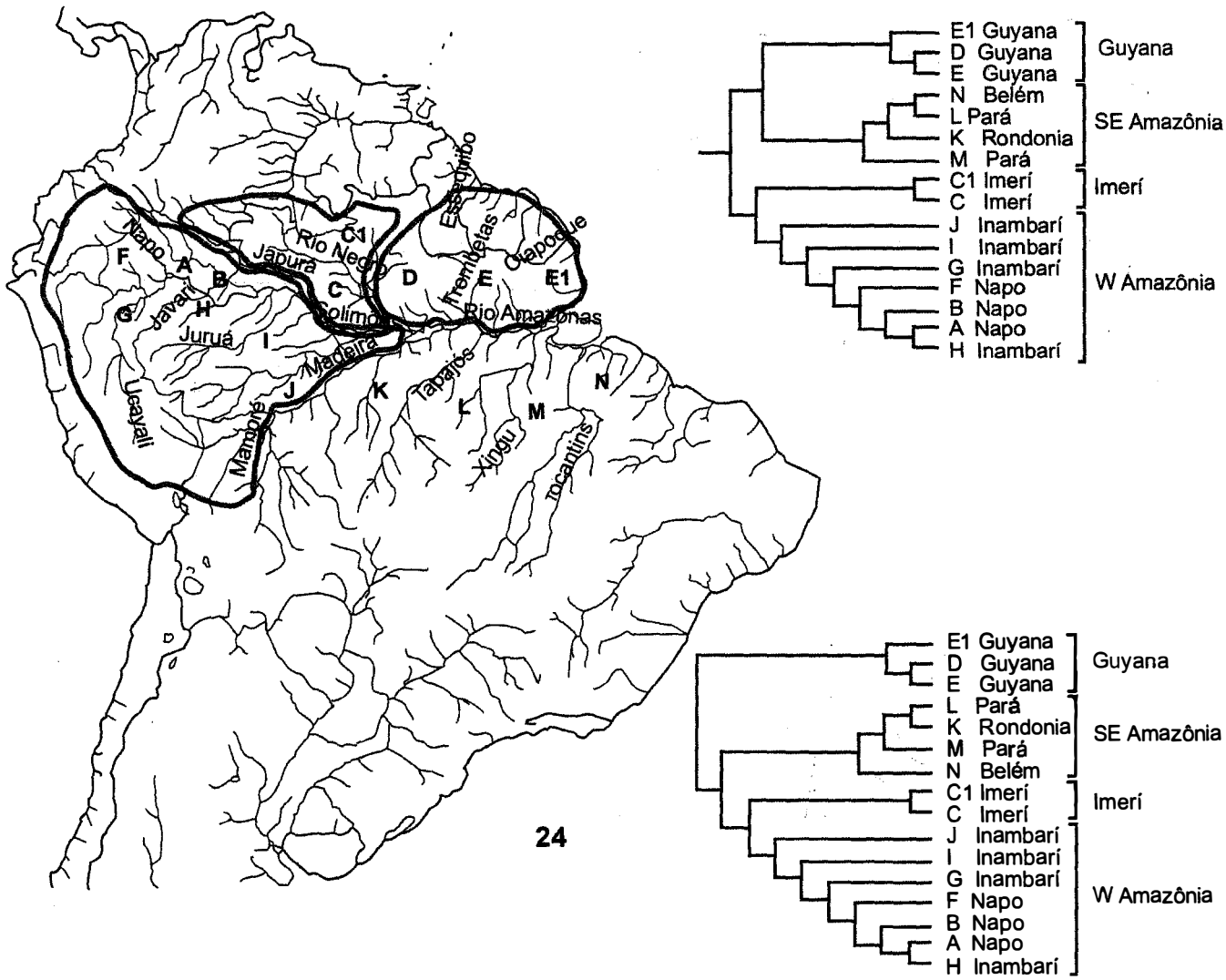


Figura 5.24. Padrão biogeográfico encontrado por Racheli & Racheli (2004) para Lepidoptera na Amazônia. As áreas de ocorrência de espécies ou subespécies (A-N) na análise aparecem reunidas de duas maneiras diferentes. Fonte: Racheli & Racheli (2004). Independentemente das diferenças entre os dois arranjos, quatro grandes áreas são formadas, fortemente congruentes com os padrões encontrados para grupos de insetos (Figuras 9-19), *Callithrix* Erxleben e *Saguinus* Hoffmannsegg (Figuras 21-22), Aves (Figura 23) e plantas (Figura 20).

Roeboides Günther (Characidae, Pisces), encontrando padrões biogeográficos congruentes (no sentido de complementares) em detalhes a esses padrões dos grupos terrestres (Fig. 5.25). A análise da composição de abelhas de áreas de vegetação aberta da América do Sul permitiu Zanella (2002) avançar detalhes de evolução biogeográfica desses ambientes. Estudos utilizando a metodologia de traços, por sua vez, foram identificados padrões de distribuição complementares dentro da região Neotropical (Morrone 2004b; Nihei & Carvalho 2005).

A evolução biogeográfica da região Neotropical foi abordada em uma quantidade ainda limitada de trabalhos. Como visto acima, há padrões congruentes entre diferentes grupos, mas também há incongruências. Utilizando a técnica do PAE, Morrone (2000) fez um estudo biogeográfico da Amazônia com base em inúmeros grupos de animais e plantas. Apesar da congruência entre várias de suas áreas com os resultados de Amorim & Pires (1996), algumas das hipóteses de subregiões são divergentes, como também acontece com os resultados de Cracraft & Prum (1988) e Racheli & Racheli (2004). Não é simples compreender as razões dessas diferenças, que podem ser mais devido a problemas de método do que a diferenças evolutivas entre os grupos.

A concordância quanto aos limites das áreas envolvidas e quanto à sequência de quebras entre essas áreas apontam para a existência, de fato, de um *padrão biogeográfico geral* para a região Neotropical (Fig. 5.26). Em outras palavras, há concordância corológica e cronológica entre os padrões de diferentes grupos, o que aponta fortemente para uma história comum, isto é, de vicariância.

Evolução geológica da região Neotropical. A conformação atual da região Neotropical como uma unidade biogeográfica começa com a separação entre a Laurásia e a Gondwana, seguida da abertura do Oceano Atlântico, com o movimento da Plataforma da América do Sul do leste para o oeste. Isso implicou no destacamento entre a África e a América do Sul, há cerca de 100 milhões de anos, seguido, mais tarde, da separação entre a América do Sul e a Antártida (que teve clima mais quente que o atual ao longo da maior parte do Cenozoico). O movimento das Américas para oeste resultou na colisão com placas tectônicas de origem pacífica, que se deslocam no sentido oposto. Isso ocorreu tanto ao longo de áreas de origem gondwânica (a América do Sul), quanto de origem laurásica (a América do Norte). Uma placa pacífica, chamada Protoamérica Central, criou uma primeira ligação entre as duas Américas no espaço entre as regiões Neártica e Neotropical, deslocando-se depois ainda mais para leste, criando o Caribe e as Antilhas. A colisão entre essas placas provocou, na América do Sul, o erguimento dos Andes e, na América do Norte, das Montanhas Rochosas.

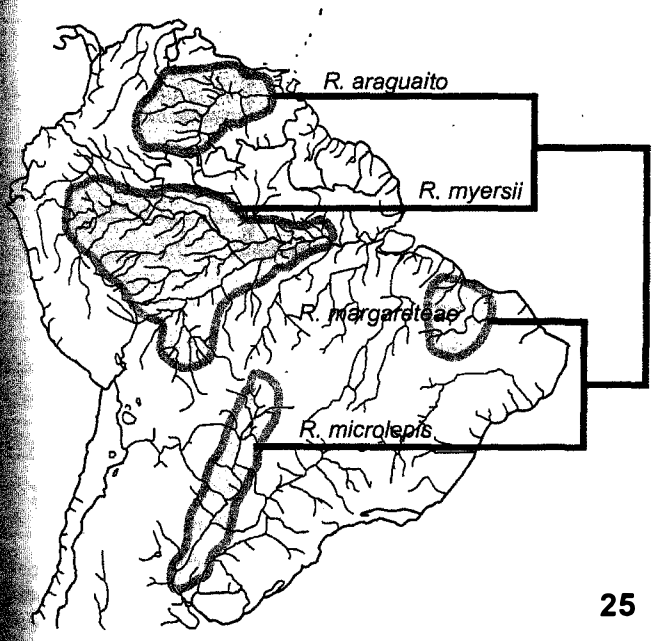


Figura 5.25. Padrão biogeográfico encontrado por Lucena (2003) para peixes *Roeboides* Guenther (Characidae) na América do Sul. O padrão é complementar àqueles de grupos terrestres.

A Plataforma Sul-americana, por sua vez, é composta por duas unidades principais, a Plataforma Brasileira e a Plataforma Patagônica. Na Plataforma Brasileira, há alguns crátons principais, formações do Pré-Cambriano que podem estar expostos ou cobertos por uma camada delgada de sedimentos. Os crátons mais relevantes na América do Sul são: Amazônico (com dois blocos independentes, um ao norte e outro ao sul do rio Amazonas), São Luiz (no Maranhão), São Francisco (quase todo concentrado no norte da Bahia), Luis Alves (no sul do Estado de São Paulo) e Rio da Prata (no Uruguai). A topologia completa do continente é dada pelos crátons, cinturões orogenéticos e bacias sedimentares, fazendo com que haja áreas mais ou menos elevadas em relação ao nível do mar. Algumas das áreas mais baixas na América do Sul, especialmente ao longo do rio Amazonas, têm sido inundadas por transgressões marinhas desde o Cambriano (Petri & Fúlfaro 1983). Ao menos uma transgressão, no Cretáceo, no entanto, não seguiu o eixo dos rios Amazonas-Solimões, mas se estendeu ao longo do eixo Amazonas-Madeira-Mamoré (Fig. 5.27). Esse eixo atravessa o atual lago Titicaca, que ainda hoje tem água salobra a 3.800 m de altitude. O deslocamento da Plataforma Sul-americana para oeste resultou, ao longo do Cretáceo-Cenozoico, no erguimento dos Andes, que se formaram do sul para o norte. Isso bloqueou essa conexão cretácea entre o Pacífico e o Atlântico, possivelmente criando um segundo braço de mar ao longo do eixo Amazonas-Solimões-Caquetá, mais tarde também bloqueado pelo erguimento da parte mais ao norte dos Andes. Há evidências abundantes da presença de um lago salobro em áreas extensas de rios atuais na Amazônia pelo menos desde o Mioceno (Räsänen *et al.* 1995; Marroig & Cerqueira 1997; Carvalho *et al.* 2004). Transgressões também ocorreram ao longo do rio Parnaíba, estendendo-se mais ao sul pelo rio São Francisco, e do rio Orinoco. O erguimento da Serra do Mar gerou uma série de eventos mais localizados ao longo da costa leste da América do Sul e efeito semelhante ocorreu no norte da América do Sul, com o extremo norte do erguimento dos Andes.

Essa sequência de eventos aponta para uma primeira divisão entre elementos do Caribe e elementos continentais da parte tropical da região Neotropical. No final do Cretáceo e ao longo do Terciário, forma-se o arco de ilhas que corresponde ao Caribe. A parte continental da região Neotropical sofreu uma primeira grande divisão em uma área a sudeste e outra a noroeste do eixo Amazonas-Madeira-Mamoré. A parte noroeste da América

do Sul passou por uma série de divisões secundárias, incluindo o isolamento de elementos transandinos, que se estendem pela atual América Central e áreas tropicais do México. A parte sudeste da América do Sul sofreu uma divisão entre elementos do sudeste da Amazônia e da Floresta Atlântica, cada um dos quais com divisões secundárias, criando as áreas atuais de endemismo.

É necessário cuidado na associação entre eventos geológicos e os padrões biogeográficos. Os processos orogenéticos, gerando as cadeias de montanhas, de modo geral devem ser eventos únicos. Houve um grande número de processos de elevação e rebaixamento do nível do mar ao longo da história do planeta. As elevações do nível do mar fazem com que, nas áreas costeiras mais baixas, haja um avanço da costa em direção ao continente, mas ao longo de rios maiores, cuja calha está em uma altitude relativamente baixa, ocorrem transgressões marinhas. Assim, rios como o Amazonas, Parnaíba e Paraná devem ter tido uma ocupação por água do mar nos períodos de maior elevação dos oceanos em escala global. Além de uma grande transgressão no Cretáceo Médio, há evidências abundantes de quatro eventos importantes de transgressões marinhas na América do Sul ao longo do Cenozoico, no Eoceno, Mioceno Médio, Mioceno Tardio e Plio-Pleistoceno (Rossetti & Góes 2001). Uma vez que o determinante dos limites da invasão do mar é a topologia, que é relativamente estável, é possível que transgressões ocorridas em tempos diferentes provoquem um mesmo padrão geral. Ou seja, eventos geológicos diferentes, em idades diferentes, resultam em uma falsa congruência entre os padrões resultantes, já referido acima como pseudocongruência. Desse modo, a ausência de reconstruções mais detalhadas da história geológica da América do Sul pode fazer com que sejam associadas a transgressões do Cretáceo eventos que, na realidade, pertencem ao Terciário.

Na Fig. 5.28, é possível perceber a grande sobreposição existente entre as Figs. 5.26,27, ou seja, entre os dados geológicos e biogeográficos, obtidos por meios completamente distintos. Os dois conjuntos de dados são cronológica e corologicamente congruentes entre si, isto é, concordam quanto à sequência de datas e quanto aos limites espaciais, incluindo detalhes muito particulares, como o deslocamento da abertura original do rio Amazonas de uma posição bem mais a leste para a posição

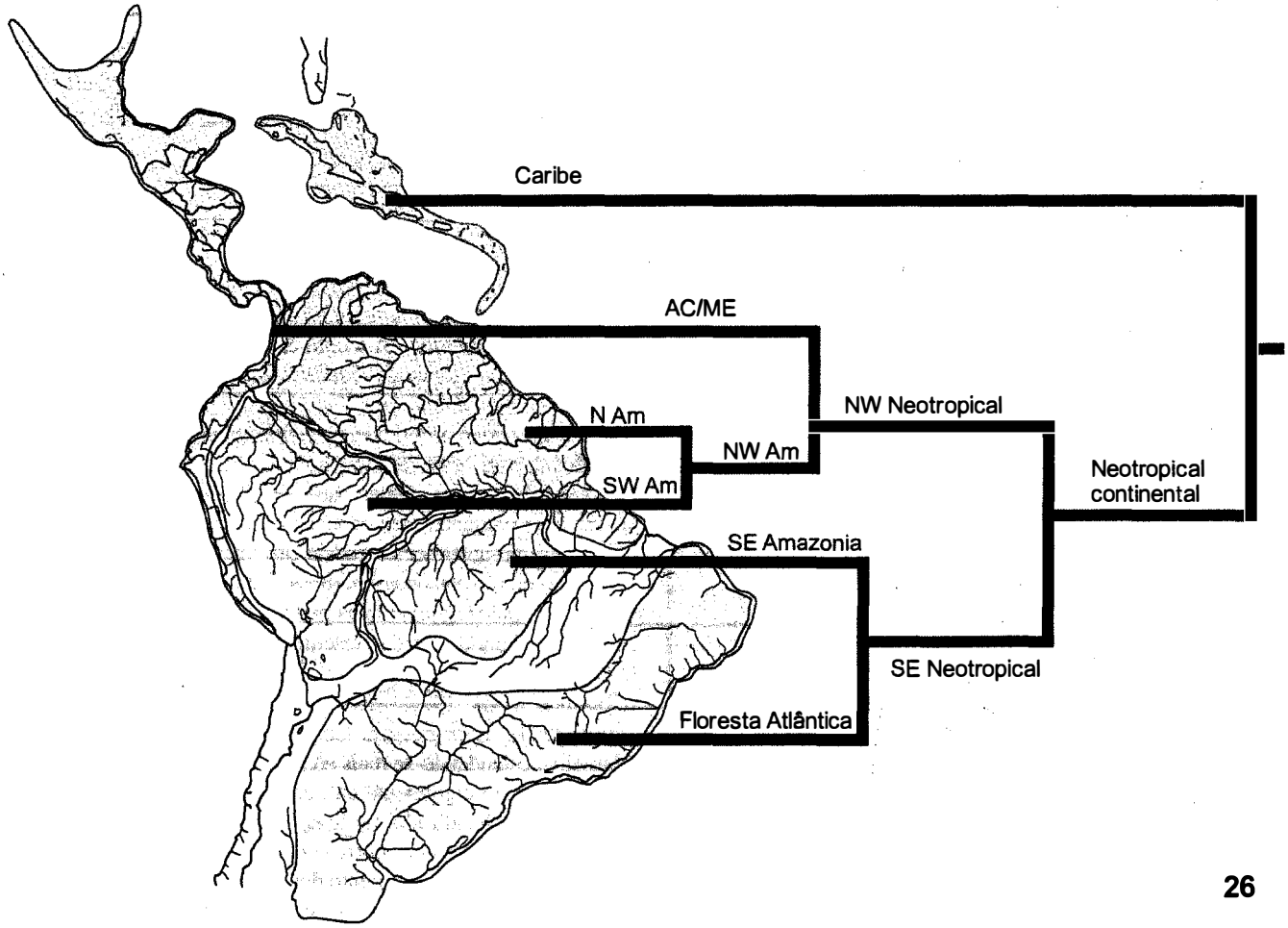


Figura 5.26. Principais componentes biogeográficos da região Neotropical, indicadores de eventos de vicariância. O primeiro evento separa o arco do Caribe e Antilhas da parte continental da região Neotropical. Na parte continental, a quebra seguinte separa uma porção a noroeste do eixo Amazonas-Madeira-Mamoré (que se estende até o México) (NW Neotropical) de uma porção a sudeste desse eixo (SE Neotropical). No componente NW Neotropical, a quebra seguinte separa um elemento transandino que se estende pela América Central e porções tropicais do México (AC MA) de um elementos basicamente amazônico, que se divide em sudoeste amazônico (SW Am) e norte amazônico (N Am) ao longo dos rios Japurá-Caquetá. No componente SE Neotropical, a próxima divisão separa o sudeste da Amazônia (SE Am) da Floresta Atlântica. Fonte: Amorim & Silva (2001).

atual, congruente com a relação entre elementos da fauna do nordeste do Estado do Pará com elementos do Amapá e das Guianas. Há indicações de que até mesmo eventos mais antigos deixam alguma marca na conformação das biotas atuais, como a relação entre a abertura do oceano japético (protoatlântico) ao norte da Flórida (Zunino & Zullini 2003) e a fauna tropical da América do Norte. Mas é possível que uma parte desses padrões que opõem um componente NW na região Neotropical e um componente SE tenha origem mais antiga, na transgressão do Cretáceo, e outras sejam mais recentes.

Conclusões. A distribuição atual dos organismos foi alcançada em um processo contínuo de mudanças, que começou com a própria origem da vida na Terra, há cerca de 3,8 bilhões de anos. Para os padrões atuais de distribuição de animais e plantas entre os vários continentes, os últimos 200 milhões de anos são particularmente importantes, ligados ao processo mais recente de tectônica de placas, que deu a conformação continental atual no planeta. Mesmo com essa redução da reconstrução da história biogeográfica aos últimos 5% da história da vida, ainda assim as dificuldades são especialmente grandes. O número limitado de filogenias confiáveis, a carência de material coletado em muitas áreas e as limitações de métodos precisos de reconstrução dificultam nossa capacidade de propor uma história biogeográfica clara para os grandes grupos de insetos (bem como de outros grupos de animais e plantas).

Na região Neotropical, alguns avanços puderam ser obtidos mais recentemente com estudos de filogenia de vários grupos de animais e plantas, com análises biogeográficas desses dados com métodos que consideram a vicariância, com o estudo cuidadoso de dados paleontológicos de alguns dos grupos e a comparação dessa informação com dados da evolução geológica dos continentes. A congruência observada entre os padrões de distribuição de alguns grupos de dípteros, hemípteros, lepidópteros, besouros, peixes, primatas, plantas e, em alguma extensão, aves, com eventos Cretáceo-Terciários da América do Sul favorece a ideia de que esses padrões foram formados ao longo de um extenso período, que se estende desde a formação da América do Sul como continente isolado, há cerca de 100 milhões de anos. Isso difere fortemente dos modelos que propunham que os padrões de distribuição atual das espécies neotropicais tivessem se originado nos últimos 10 mil anos (ou mesmo no último milhão de anos).

Uma questão diferente dessa, no entanto, é quais grupos da região Neotropical tiveram sua origem na Gondwana

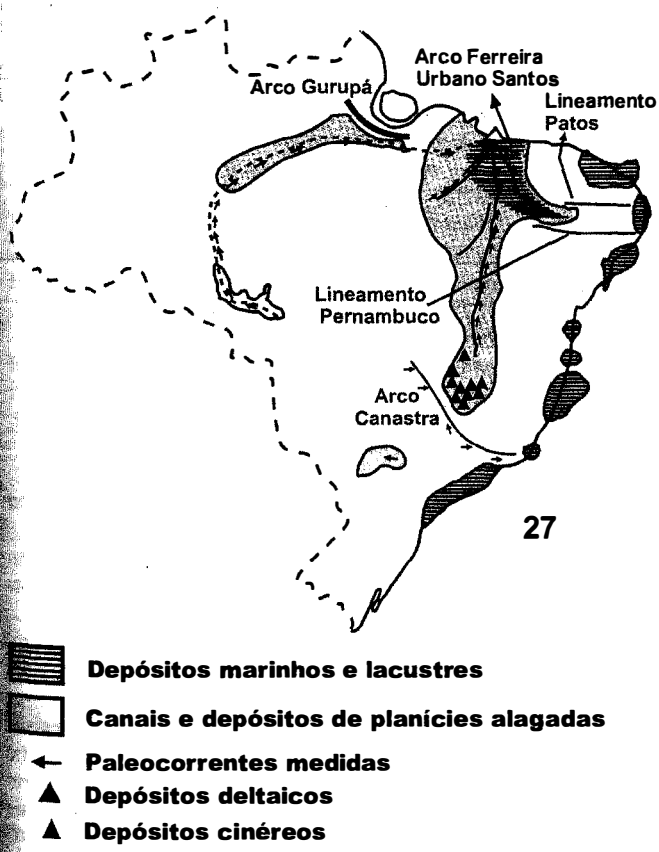


Figura 5.27. Principais transgressões marinhas no Cretáceo do Brasil com implicações biogeográficas. Fonte: Amorim & Pires (1996) e Petri & Fúlfaro (1983). Ocorreram outras transgressões nas mesmas áreas ao longo do Cenozoico, com efeitos biogeográficos extremamente semelhantes, gerando uma falsa congruência entre padrões biogeográficos de alguns grupos e esse evento no Cretáceo.

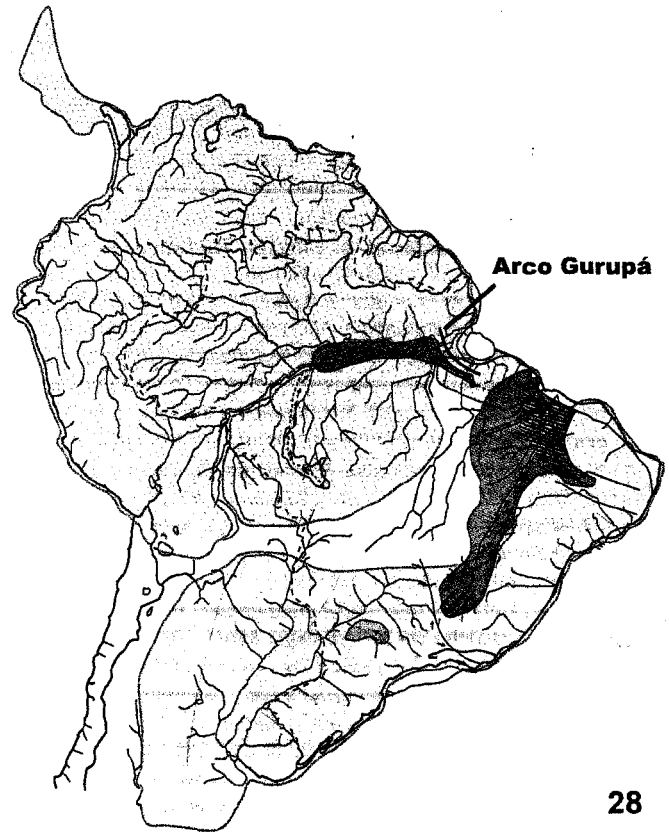


Figura 5.28. Sobreposição dos mapas geológico e biogeográfico da América do Sul, mostrando a congruência entre os limites dos grandes componentes biogeográficos e as transgressões marinhas do Cretáceo. É possível que as causas dos processos de vicariância observados nos estudos biogeográficos sejam eventos geológicos mais recentes ocorrendo exatamente nas mesmas áreas. É notável a coincidência entre a abertura original do rio Amazonas, segundo os dados geológicos, bem mais para leste, e o que se observa nas relações faunísticas entre espécies no nordeste do Estado do Pará e espécies no Amapá e nas Guianas.

e quais grupos chegaram ao continente por dispersão posteriormente a seu isolamento. Os grupos mais antigos de dípteros (como Tipulomorpha, Bibionomorpha, Culicomorpha e Psychodomorpha e Brachycera basais) tem fósseis conhecidos do Triássico e do Jurássico inferior, corroborando de modo inequívoco a origem na Pangea ou na Gondwana dos clados aos quais pertencem. Há alguns outros grupos de Brachycera com fósseis no Jurássico Inferior que também se encaixam aqui (Amorim & Silva 2002). Muitos desses grupos atualmente estão bem representados em ambientes tropicais e temperados da América do Sul e Central. As famílias dos grupos mais recentes de Diptera, como apontado por Grimaldi & Cumming (1999), têm uma associação muito incerta com a Gondwana, de maneira que eles podem ter chegado à região Neotropical através de conexões entre as Américas. Em cada uma das grandes ordens de insetos, padrões evolutivos semelhantes a esse devem ser encontrados, com grupos basais se originando na Pangea e, portanto, com presença endógena na região Neotropical (em sua porção temperada e em sua porção tropical) e grupos mais apicais chegando à região Neotropical por dispersão no final do Cretáceo ou ao longo do Terciário, depois do isolamento do continente.

O período Quaternário, nos últimos dois milhões de anos, com um incremento de frequência e de intensidade dos ciclos de glaciação e interglaciação, deve ter afetado os padrões gerados ao longo do Terciário, promovendo extinção de muitos grupos e modificando a distribuição de espécies, especialmente relacionadas aos ambientes abertos, mas deve ter tido um impacto limitado em processos de divisão de espécies ancestrais em novas espécies. Isso significa uma história de eventos biogeográficos inclua táxons antigos sendo gradualmente divididos por eventos de vicariância na região e uma sequência de eventos individuais de trocas faunísticas entre subáreas, fazendo com que não haja um único padrão hierárquico (Costa 2003). Futuros estudos biogeográficos deverão detalhar essa história, que tem importância muito grande nas tomadas de decisões relacionadas à conservação de espécies e dos ambientes naturais.

Agradecimentos. Quero agradecer a meus orientados de graduação e de pós-graduação por uma discussão sempre produtiva a respeito da história biogeográfica da região Neotropical, bem como por auxílio na construção de textos que possam explicar essas idéias. Agradeço à FAPESP pelo apoio através do Projeto Temático Biota (Proc. 2003/10.274-9) e ao CNPq, por Bolsa de Pesquisador em todo o período de preparação deste capítulo.

Referências bibliográficas

Ab'Saber, A.N. 1967. Domínios morfoclimáticos e províncias fitogeográficas do Brasil. **Orientação** 3: 45-48.

Ab'Saber, A.N. 1971. A organização natural das paisagens inter e subtropicais brasileiras, p. 1-14. *In*: **III Simpósio Sobre o Cerrado.** São Paulo, EDUSP e Editora Edgard Blücher. 239 p.

Adams, C.C. 1905. The post-glacial dispersal of the North American biota. **Biological Bulletin** 9: 53-71.

Amorim, D.S. 1987. **Refúgios quaternários e mares epicontinentais: Uma análise dos modelos, métodos e reconstruções biogeográficas da região Neotropical, incluindo o estudo de grupos de Mycetophiliformia (Diptera: Bibionomorpha).** Tese de Doutoramento, Universidade de São Paulo, São Paulo.

Amorim, D.S. 1989. A new species of *Diamphidicus* Cook (Diptera, Bibionomorpha, Scatopsidae) from Chile, with comments on the phylogenetic relationships of the genus. **Revista brasileira de Entomologia** 33(3/4): 477-482.

Amorim, D.S. 1991. Refuge model simulations: Testing the theory. **Revista brasileira de Entomologia** 35(4): 803-812.

Amorim, D.S. 1992. An empirical system of ranking biological classifications using biogeographic components. **Revista brasileira de Entomologia** 36(2): 281-292.

Amorim, D.S. 2001. Dos amazonias, p. 245-255. *In* J. Llorente-Bousquets & J.J. Morrone (eds). **Introducción a la biogeografia en Latinoamérica: teorías, conceptos, métodos y aplicaciones**. Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico, D.F. vi + 277 p.

Amorim, D.S. & S.H.S. Tozoni 1995. Phylogenetic and biogeographic analysis of the Anisopodoidea (Diptera, Bibionomorpha), with an area cladogram of the intercontinental relationships. **Revista brasileira de Entomologia** 38(3/4): 517-543.

Amorim, D.S. & M.R.S. Pires 1996. Neotropical biogeography and a method for maximum biodiversity estimation, p. 183-219. *In*: C.E.M. Bicudo & N.A. Menezes (eds). **Biodiversity in Brazil: A First approach**. CNPq, São Paulo. vi + 326 p.

Amorim, D.S. & V.C. Silva 2002. How far advanced was Diptera evolution in Pangaea. **Annales de la Societé Entomologique de France** 38: 177-200.

Amorim, D.S. & E. Rindal 2007. A phylogenetic study of the Mycetophiliformia, with creation of the subfamilies Heterotrichinae, Ohakuneinae, and Chiletrichinae for the Rangomaramidae (Diptera, Bibionomorpha). Zootaxa 1535: 1-92.

Amorim, D.S.; C.M.D. dos Santos & S.S. Oliveira 2006. Circumantarctic relationships in the Neotropical Diptera: old and new. **VI International Congress of Dipterology**, 23-28. setembro.2006, Fukuoka, Japão. Abstracts Volume, p. 9-10.

Audley-Charles, M.G.;A.M. Hurley & A.G. Smith 1981. Continental movements in the Mesozoic and Cenozoic, p. 9-23. *In* T.C. Whitmore (ed.). **Wallace's Line and Plate Tectonics**. Oxford, Claredon. 91 p.

Avilla, L.S.; C.R.A. Candeiro; P.A. Buckup & L.P. Bergqvist 2002. Gondwana biogeography: a phylogenetic approach. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 74(2): 365.

Bigarella, J.J. 1971. Variações climáticas no Quaternário superior do Brasil e sua datação radiométrica pelo método do carbono 14. **Paleoclimas** 1: 1-22.

Brito, R.A. de; M.H. Manfrin & F.M. Sene 2002. Nested cladistic analysis of Brazilian populations of *Drosophila serido*. **Molecular Phylogeny and Evolution** 22(1): 131-143.

Brundin, L. 1966. Transantarctic relationships and their significance, as evidenced by chironomid midges, with a monograph of the subfamilies Podominae and Aphroteniinae, and the Austral Heptagyiae. **Kungliga Svenska VetenskapsAkademiens Handlingar, Fjärde Serien** 11(1): 1-472, 30 p

Camargo, J.M. & S. Pedro 1996. Meliponini neotropicais (Apinae, Apidae, Hymenoptera): Biogeografia histórica. **Anais do Encontro sobre Abelhas, Ribeirão Preto** 2: 107-121.

Carvalho, M.R.; J.G. Maisey & L. Grande 2004. Freshwater stringrays of the Green River Formation of Wyoming (Early Eocene), with the description of a new genus and species and an analysis of its

phylogenetic relationships (Chondrichthyes: Myliobatiformes). **Bulletin of the American Museum of Natural History 284**: 1-136.

Carvalho, M.R. de; F.A. Bockmann; D.S. Amorim; M. de Vivo; M. de Toledo-Piza; N.A. Menezes; R.M.C. Castro; A.C. Gill; J.D. McEachran; L.J.V. Compagno; R.C. Schelly; R. Britz; J.G. Lundberg; R.P. Vari & G. Nelson 2005. Taxonomic Impediment Revisited. **Science** 307(5708): 353.

Contreras-Medina, R. & I. Luna-Vega 2002. On the distribution of gymnosperm genera, their areas of endemism and cladistic biogeography. **Australian Systematic Botany** 15: 193-203.

Costa, L.P. 2003. The historical bridge between the Amazon and the Atlantic Forest of Brazil: a study of molecular phylogeography with small mammals. **Journal of Biogeography** 30: 71-86.

Cracraft, J. 1973. Continental drift, paleoclimatology, and the evolution and bigoegraphy of birds. **Journal of Zoology, London** 169:455-545.

Cracraft, J. & R.O. Prum 1988. Patterns and processes of diversification: speciation and historical congruence in some neotropical birds. **Evolution** 42: 603-620.

Cranston, P.S. 2006. Biogeographic patterns in the evolution of Diptera, p. 274-311. *In*: D. Yeates & B.M. Wiegmann (eds). **The evolutionary biology of flies**. Columbia University Press, New York. 430 p.

Crisci, J.V. 2001. The voice of historical biogeography. **Journal of Biogeography** 28: 157-168.

Croizat, L. 1958. **Panbiogeography**, Vols 1, 2a, 2b. Published by the author, Caracas. 2755 p.

Croizat, L. 1964. **Space, time, form: The biological synthesis**. Published by the author, Caracas. 881 p.

Croizat, L.; G. Nelson & D.E. Rosen 1974. Centers of origin and related concepts. **Systematic Zoology** 23(2): 265-287.

Daniels, S.R.; M. Hamer & C. Rogers 2004. Molecular evidence suggests an ancient radiation for the fairy shrimp genus *Streptocephalus*. **Biological Journal of Linnean Society** 82: 313-327.

Ducousso M.; G. Bena; C. Bourgeois; B. Buyck; G. Eyssartier; M. Vincelette; R. Rabevohitra; L. Randrihasipara; B. Dreyfus & Y. Prin 2004. The last common ancestor of Sarcolaenaceae and Asian dipterocarp trees was ectomycorrhizal before the India-Madagascar separation, about 88 million years ago. **Molecular Ecology** 13(1): 231-236.

Eskov, K. 1992. Archaeid spiders from Eocene Baltic amber (Chelicerata: Araneida: Archaeidae) with remarks on the so-called "Gondwanan" range of Recent taxa. **Neues Jahrbuch für Geologie und Paläontologie** 185(3): 311-328.

Gauld, I.D. & D.B. Wahl 2002. The Eucerotinae: a Gondwanan origin for a cosmopolitan grupo of Ichneumonidae? **Journal of Natural History** 36: 2229-2248.

Gill, T. 1885. The principles of zoogeography. **Proceedings of the Biological Society of Washington** 2: 1-23.

Grazia, J. 1997. Cladistic analysis of the *Evoplitus* genus group of Pentatomini (Heteroptera: Pentatomidae). **Journal of Comparative Biology** 2(1): 43-48.

Grimaldi, D.A. 1991. Mycetobiine woodgnats (Diptera: Anisopodidae) from the Oligo-Miocene Amber of the Dominican Republic, and Old World affinities. **American Museum Novitates** 3014: 1-24.

Grimaldi, D.A. 2003. A revision of Cretaceous mantises and their relationships, including new taxa (Insecta: Dictyoptera: Mantodea). **American Museum Novitates** 3412:1-47.

Grimaldi, D.A. & J. Cumming 1999. Brachyceran Diptera in Cretaceous ambers and Mesozoic diversification of the Eremoneura. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 239: 124 p.

Grimaldi, D.A. & D. Agosti 2000. A formicine in New Jersey Cretaceous amber (Hymenoptera: Formicidae) and early evolution of the ants. **Proceedings of the National Academy of Sciences** 97(25): 13678-13683.

Haffer, J. 1981. Aspects of Neotropical bird speciation during the Cenozoic, p. 371-394. *In*: G. Nelson & D.E. Rosen (eds.). **Vicariance biogeography: a critique**. New York, Columbia University Press. 593 p.

Haffer, J. 1982. General aspects of the refuge theory, p. 6-24. *In*: G.T. Prance (ed.). **Biological diversification in the tropics.** New York, Columbia University Press. xvi + 714 p.

Haffer, J. 1997. Alternative models of vertebrate speciation in Amazonia: An overview. **Biodiversity and conservation** 6(3): 451-476.

Halffter, G. 1975. Éléments anciens de l'entomofaune Néotropicale: ses implication biogeographiques. **Memoires du Museum National d'Histoire Naturelle** 88: 114-145.

Hedges, S.B.; P.H. Parker; C.G. Sibley & S. Kumar 1996. Continental breakup and the ordinal diversification of birds and mammals. **Nature** 381: 226-229.

Hooghiemstra, H. & T. van der Hammen 2001. Desarollo del bosque húmedo Neotropical en el Neógeno y Cuaternario: la hipótesis de los refugios, p. 129-136. *In:* J. Llorente-Bousquets & J.J. Morrone (eds). **Introducción a la biogeografia en Latinoamérica: teorías, conceptos, métodos y aplicaciones.** Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico, D.F. vi + 277 p.

Howarth, M.K. 1981. Palaeogeography of the Mesozoic, p. 197-220. *In*: L.R.M. Cocks (ed.). **The evolving Earth. London, British Museum of Natural History.** vii + 264 p.

Hultén, E. 1937. **Outline of the history of arctic and boreal biota during the Quaternary period**. Stockholm, Aktiebolaget Thule. 168 p.

Humphries, C.J. 1981. Biogeographic methods and the southern beeches (Fagaceae: Nothofagus), p. 177-207. *In*: V.A Funk & D.R. Brooks (eds.). **Advances in Cladistics: Proceedings of the first meeting of the Willi Hennig Society.** New York Botanical Garden, New York. xii + 250 p.

Jacob, U. 2001. Africa and its Ephemeroptera: Remarks from a biogeographical view, p. 317-325. *In*: E. Gaino (ed.). **Research update on Ephemeroptera & Plecoptera**. Perugia, Università di Perugia. 487 p.

Jones, D.L. 1993. **Cycads of the world**. Reed New Holland, Sydney. 312 p.

Juñent, S.R. & G.E. Flores 2001. Historia biogeográfica de las áreas áridas de América del Sur Austral, p. 257. *In:* J. Llorente-Bousquets & J.J. Morrone (eds.). **Introducción a la biogeografia en Latinoamérica: teorías, conceptos, métodos y aplicaciones.** Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico, D.F. vi + 277 p.

Kitchings, R.L.; D. Bickel; A.C. Creagh; K. Hurley & C. Symonds 2004. The biodiversity of Diptera in Old World rain forest surveys: a comparative faunistic analysis. **Journal of Biogeography** 31: 1185-1200.

Knutson, L. & J.-C. Vala 2000. An evolutionary scenario of Sciomyzidae and Phaemyiidae (Diptera). **Annales de la Societé entomologique de France (n.s.)** 38(1-2): 145-162.

Krishna, K. & D. Grimaldi. 1991. A new fossil species from Dominican amber of the living Australian termite genus *Mastotermes* (Isoptera: Mastotermitidae). **American Museum Novitates** 3021: 1-10.

Lucena, C.A.S. 2003. Revisão taxonômica e relações filogenéticas das espécies de *Roeboides* grupo-*microlepis* (Ostariophysi, Characiformes, Characidae). **Iheringia**, Série Zoologia 93(3): 283-308.

Lydekker, B.A. 1896. **A geographical history of mammals**. Cambridge University Press, Cambridge. xii + 400 p.

Malabarba, L.R.; R.E. Reis; R.P. Vari; Z.M.S. Lucena & C.A.S. Lucena. 1998. **Phylogeny and Classification of Neotropical Fishes.** 1st Ed. Porto Alegre, EDIPUCRS. 603 p.

Manfrin, M.H.; R.O.A.A. Brito & F.M. Sene 2001. Systematics and Evolution of *Drosophila buzzatii* cluster using mtDNA. **Annals of the Entomological Society of America** 94(3): 333-346.

Marroig, G. & R. Cerqueira 1997. Plio-Pleistocene South American history and the Amazon Lagoon hypothesis: a piece in the puzzle of Amazonian diversification. **Journal of Comparative Biology** 2(2): 103-119.

Mey, W. 1998. The distribution of *Apsilochorema* Ulmer, 1907: biogeographic evidence for the Mesozoic accretion of a Gondwana microcontinent to Laurasia, p. 91-98. *In:* R. Hall & J.D. Holloway (eds.), **Biogeography and Geological evolution of SE Asia.** ii + 417 p.

Morrone J.J. 1996. The biogeographical Andean subregion: a proposal exemplified by arthropod taxa (Arachnida, Crustacea, and Hexapoda). **Neotropica** 42: 103–14.

Morrone, J.J. 2000. A new regional biogeography of the Amazonian subregion, mainly based on animal taxa. **Anales del Instituto de Biología de la UNAM, Sér. Zool.** 71(2): 99-123.

Morrone, J.J. 2004a. La zona de transición sudamericana: caracterización y relevancia evolutiva. **Acta Entomologica Chilena** 28(1): 41-50.

Morrone, J.J. 2004b. Panbiogeografía, componentes bióticos y zonas de transición. **Revista Brasileira de Entomologia** 48: 149-162.

Munroe, D.D. 1974. The systematics, phylogeny, and zoogeography of *Symmerus* Walker and *Australosymmerus* Freeman (Diptera: Mycetophilidae: Ditomyiinae). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 92: 1-183.

Nelson, G. & P.Y. Ladiges 2001. Gondwana, vicariance biogeography and the New York School revisited. **Australian Journal of Botany** 49: 389-409.

Nelson, G. & P.Y. Ladiges 2003. Geographic paralogy, p. 173-178. *In*: J.J. Morrone & J. Llorente-Bousquets (eds.). **Una perspectiva latinoamericana de la biogeografía**. Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico, D.F. vi + 307 p.

Nihei, S.S. & C.J.B. de Carvalho 2005. Distributional patterns of the Neotropical fly genus *Polietina* Schnabl & Dziedzicki (Diptera, Muscidae): a phylogeny-supported analysis using panbiogeographic tools. **Papéis Avulsos de Zoologia** 45(25): 313-326.

Nores, M. 1999. An alternative hypothesis for the origin of Amazonian bird diversity. **Journal of Biogeography 26**(3): 475-485.

Petri, S. & V.J. Fúlfaro 1983. **Geologia do Brasil (Fanerozóico).** T.A. Queiroz (ed). EDUSP, São Paulo. 600 p.

Pinto-da-Rocha, R.; M.B. Silva & C. Bragagnolo. 2005. Faunistic similarity and biogeography of the harvestmen of southern and southeastern Atlantic rain forest of Brazil. **Journal of Arachnology** 33(2): 290-299.

Platnick, N. & G. Nelson 1978. A method of analysis for historical biogeography. **Systematic Zoology** 27(1): 1-16.

Prichard, J.C. 1826. **Researches into the physical history of the mankind.** 2nd. Ed., J. and A. Arch, London. xxxii + 623 p.

Racheli, L. & T. Racheli 2004. Patterns of Amazonian area relationships base on raw distributions of papilionid butterflies (Lepidoptera: Papilionidae). **Biological Journal of the Linnean Society** 82: 345-357.

Räsänen, M.E.; A.M. Linna; J.C.R. Santos & F.R. Negri 1995. Late Miocene tidal deposits in the Amazonian foreland basin. **Science 269**: 386-390.

Renner, S.S.; G. Clausing & K. Meyer 2001. Historical biogeography of Melastomataceae: the roles of Tertiary migration and long-distance dispersal. **American Journal of Botany** 88(7): 1290-1300.

Rosen, D.E. 1985. Geological hierarchies and biogeographic congruence. **Annals of the Missouri Botanical Garden** 72: 636-659.

Rossetti, D.F. & A.M. Góes 2001. Imaging Upper Tertiary to Quaternary deposits from northern Brazil applying ground penetrating radar. **Revista Brasileira de Geociências** 31(2): 195-202.

Sanmartín I. & F. Ronquist 2004. Southern Hemisphere biogeography inferred by event-based models: plant versus animal patterns. **Systematic Biology** 53(2): 216-243.

Santos, C.M.D. & D.S. Amorim 2007. On the need for phylogenies in biogeography. **Papéis Avulsos ~~do Museu~~ de Zoologia** 47(4): 63-73.

Sclater, P.L. 1858. On the general geographical distribution of the members of the Class Aves. **Journal of the Proceedings of the Linnean Society, Zoology** 2: 130-145.

Scott, B. 1997. Biogeography of the Helicoidea (Mollusca: Gastropoda: Pulmonata): land snails with a Pangean distribution. **Journal of Biogeography** 24: 399-407.

Souza, C.R.G.; K. Suguio; A.M.S. Oliveira & P.E. Oliveira 2005. **Quaternário do Brasil**. Ribeirão Preto, Holos, Editora. 378 p.

Stresemann, E. 1920. Die Herkunft der Hochgebirgsvögel Europas. **Jaarbericht vand de Club van Nederlandsche Vogelkundigen** 10(3): 71-94.

Thorne, B.L.; D.A. Grimaldi & K. Krishna 2000. Early fossil history of the termites, p. 77-93. *In:* T. Abe; D. E. Bignell & M. Higashi (eds.), **Termites: evolution, sociality, symbioses, ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers. 466 p.

Vanzolini, P.E. 1973. Distribution and differentiation of animals along the coast and in continental islands of the state of Sao Paulo, Brasil. 1. Introduction to the area and problem. **Papéis Avulsos de Zoologia** 26(24): 281-294.

Vanzolini, P.E. & E.E. Williams 1981. The vanishing refuges: a mechanism for ecogeographic speciation. **Papéis Avulsos de Zoologia** 34(23): 251-255.

Vences, M.; J. Freyhof; R. Sonnenberg; J. Kosuch & M. Veith 2001. Reconciling fossils and molecules: Cenozoic divergence of cichlid fishes and the biogeography of Madagascar. **Journal of Biogeography** 28: 1091-1099.

Vilhelmsen, L. 2004. The old wasp and the tree: fossils, phylogeny and biogeography in the Orussidae (Insecta, Hymenoptera). **Biological Journal of the Linnean Society** 82: 139-160.

Wallace, A.R. 1876. **The geographical distribution of animals.** 2 vols. London, McMillan. 503 p.

Wanntorp, L. & Wanntorp, H.E. 2003. The biogeography of *Gunnera* L.: vicariance and dispersal. **Journal of Biogeography** 30: 979-987.

Zanella, F.C.V. 2002. Systematics and biogeography of the bee genus *Caenonomada* Ashmead, 1899 (Hymenoptera: Apidae: Tapinotaspidini). **Studies of the Neotropical Fauna and Environment** 37(3): 249-261.

Zink, R.M. & J.B. Slowinski 1995. Evidence from molecular systematics for decreased avian diversification in the Pleistocene Epoch. **Sciences** 92: 5832–5835.

Zunino, M. & A. Zullini 2003. **Biogeografía. La dimensión especial de la evolución**. Fondo de Cultura Económica, México. 359 p.

Capítulo 6

BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO

Claudio J. B. de Carvalho

BIODIVERSIDADE E CONSERVAÇÃO

Claudio J. B. de Carvalho

Biodiversidade e conservação são temas recorrentes na literatura e atualmente estão fortemente relacionados. O termo biodiversidade, com apenas 25 anos de existência, ainda não possui uma definição única e pode ser entendido de várias maneiras. Biodiversidade pode ser definida como tudo aquilo que varia nos diferentes níveis de organização biológica — os genes dentro de uma população ou espécie, a composição de espécies de determinada área ou o conjunto de todas as formas vivas e ecossistemas da biosfera.

Uma das principais características do final do século passado e início deste é a crescente pressão antrópica sobre as áreas naturais nos países em desenvolvimento, causando impactos ambientais diretos, como a destruição, fragmentação ou distúrbios do hábitat de grande número de organismos. No Brasil, um país megadiverso, esse fenômeno tem sido acentuado devido aos aspectos de ocupação de áreas naturais com o avanço de fronteiras agrícolas e urbanas (Carvalho 2011b).

O ritmo acelerado de extinção ainda não é bem compreendido, mas foi denominado há mais de 20 anos como a Crise da Biodiversidade, que é a perda e destruição dos hábitats, de espécies e a insuficiência de taxonomistas capazes de descrevê-la e estudá-la corretamente (Wilson 1987, Platnick 1992). Não conhecemos a extensão real desse fenômeno, mas existem estimativas de que milhares de espécies desaparecem a cada ano, acentuando um problema grave: extinção antes mesmo de serem conhecidas, inclusive de espécies que poderiam ter grande importância para a humanidade.

O desenvolvimento de novas ciências, como a Biologia da Conservação, é uma resposta ao interesse cada vez maior do tema mostrando também um alento à Crise da Biodiversidade. O objetivo deste capítulo é entender como a biodiversidade pode ser melhor conhecida no Brasil e quais são os mais adequados meios para promover a sua conservação.

Biodiversidade e Conservação. Uma compreensão mais estruturada da biodiversidade pode ser obtida com uma análise do número de espécies de um grupo existente em nível global, regional ou local. Neste início do Terceiro Milênio, no entanto, ainda não podemos responder a uma questão fundamental: quantas espécies existem na Terra? Há cerca de 25 anos, esse fato foi alertado por Wilson (1987) e, desde então, o número de espécies existentes ainda está em debate. Hoje, independentemente do método utilizado para fazer as estimativas, sabemos que existem mais de dois milhões de espécies descritas (Lewinsohn & Prado 2005). Entretanto, apenas esse conhecimento não é suficiente e uma pequena fração dessas espécies — menos do que 1% — foi estudada sob outros aspectos (Wilson 2005).

A biodiversidade, considerando a riqueza de espécies, não está distribuída de maneira uniforme na Terra. É menor nas regiões polares e maior nas tropicais, definindo áreas e, por consequência, países como megadiversos. Nas regiões tropicais e subtropicais, existe atualmente maior destruição dos hábitats naturais, principalmente por pressões do crescimento populacional e atividades econômicas (Myers *et al.* 2000).

Há cerca de 40 anos, o tema conservação das espécies não era pauta de discussões acaloradas como é hoje, exceto para alguns poucos pesquisadores. Como sabemos, conservação é o ato de conservar ou manter. Conservação das espécies é o conjunto de ações pelas quais se assegura a continuidade da vida através das gerações (Houaiss 2007).

Biogeografia e conservação. A Biogeografia é a ciência que procura desvendar os padrões de distribuição das espécies e que processos geraram esses padrões. Em termos de história, a biogeografia procura responder a seguinte pergunta: por que os táxons estão distribuídos no local onde estão hoje? (Platnick & Nelson 1978). A esta disciplina foi incluído os esforços conservacionistas, em uma visão integrada, tornando-a uma ciência de importância central para ações de conservação (Whittaker *et al.* 2005).

Há cerca de 20 anos foi proposto o conceito de *hotspots*, que são regiões com grande concentração de espécies endêmicas e que já perderam mais de 70% de sua cobertura vegetal (Myers *et al.* 2000). São áreas de altíssima biodiversidade, com alta capacidade de suporte, que cobrem uma pequena percentagem da superfície mundial. É um

conceito simples e difere dos outros que tratam somente de áreas com grande concentração de espécies, pois nem sempre o número de espécies e a percentagem de espécies endêmicas de uma região são correlacionados.

Outros conceitos de *hotspots* foram desenvolvidos anteriormente com metodologia diferente, como o do enfoque pan-biogeográfico (Croizat 1958). O método pan-biogeográfico enfatiza a importância da informação espacial (a distribuição geográfica das espécies) como objeto direto da análise biogeográfica. Trata os padrões de distribuição como um dos componentes da biodiversidade. A identificação de tais padrões permite o reconhecimento de áreas que possuam, além de alta riqueza de espécies, importância histórica por serem pontos-chave na evolução e estruturação dos padrões atuais de distribuição de toda a biota. Essas áreas, conhecidas como nós biogeográficos, são pontos de confluência de biotas de diferentes origens, sendo por isso locais de grande complexidade histórico-biogeográfica e de potencial riqueza taxonômica. São os verdadeiros *hotspots* no contexto da biogeografia indicando áreas de interesse fundamental para a conservação da biodiversidade (Carvalho 2004; Prevedello & Carvalho 2006).

A questão que se apresenta acima é qual dos conceitos de *hotspots* é o mais adequado para ser utilizado na conservação da biodiversidade (Prevedello & Carvalho 2006). Já estão sendo comparados diferentes tipos de *hotspots* e sendo indicados quais deles são melhores na interpretação do conjunto de espécies que pode ser conservado.

Espécie: a unidade básica da biodiversidade e conservação. O conhecimento da existência de populações ou espécies em uma área é um pré-requisito básico para qualquer decisão em relação a sua conservação ou preservação (Barrowclough 1992), incluindo o próprio conceito e critérios utilizados na delimitação do que é espécie. As espécies são reconhecidas através de seus nomes específicos dentro do sistema de classificação lineana. Entretanto, esses nomes nem sempre correspondem linhagens únicas (espécies monofiléticas), mas agrupamentos de linhagens de origens diferentes (espécies não monofiléticas). A inclusão de espécies nominais não monofiléticas na classificação resulta em uma delimitação incorreta das espécies, podendo ser uma fonte de erros para o real entendimento da biodiversidade (Santos & Amorim 2007).

Dependendo do conceito e dos critérios utilizados para delimitar espécies nominais, as definições e o entendimento dessa unidade biológica serão diferentes. A questão que fica é o que se aproxima mais da realidade. A pergunta "O que é espécie?" poderá ser mais adequadamente respondida através do teste da hipótese da espécie (taxonômica) por meio do método filogenético, que permite a utilização de nomes que representem unidades biológicas reais. Espécies são hipóteses de relacionamento (*i.e.*, evolução), que requer corroboração e que podem ser alteradas a partir da geração de novos dados (Carvalho *et al.* 2007).

Desse modo, é primordial a utilização de um conceito de espécie adequado para o conhecimento da biodiversidade que inclua necessariamente a visão de unidade monofilética e, por conseguinte, adequado para estudos de conservação (Mooers 2007). O conceito filogenético de espécies indica que espécies podem ser delimitadas pela evidência dos padrões de ancestralidade e descendência. Essa é a definição que melhor se aproxima do conceito de espécie adequado para o conhecimento da biodiversidade e para a conservação. Recentemente, o problema de o que seja espécie e sua delimitação tem-se mostrado um dos temas mais problemáticos dentro do escopo de conservação, pois o limite das espécies pode ser diferente, influindo nos aspectos práticos de conservação (Agapow 2005). Desse modo, é essencial incluir o enfoque filogenético, baseado essencialmente em filogenias propostas a partir de dados moleculares, para a correta delimitação da espécie que é a unidade essencial básica para conservação (Sinclair *et al.* 2005).

Biodiversidade de insetos no Brasil. No Brasil, ainda há um problema grande do desconhecimento da biodiversidade na maioria dos grupos dos invertebrados (Lewinsohn & Prado 2005). Aqui estão reunidos dois grandes problemas para o conhecimento da biodiversidade: riqueza exuberante e proporcionalmente número reduzido de pessoal qualificado para reconhecê-la e descrevê-la, conforme a análise em Rafael *et al.* (2009).

Nos insetos, por exemplo, existem grupos importantes pouco conhecidos nos seus mais diversos aspectos. A maioria dos grupos não possui inventário das espécies brasileiras conhecidas (Carvalho 1998). Existe hoje quase um milhão de espécies de insetos descritas no mundo (Grimaldi & Engel 2005), sendo que no Brasil ocorrem menos que 10% desse total, distribuída em 30 ordens (Tab. 1, Prefácio). O desconhecimento taxonômico dos insetos chama atenção — como é possível a conservação de um grupo que tem a maior diversidade de espécies dentre todos os organismos, mas que é muito mal conhecido? Talvez seja este o maior desafio da conservação da biodiversidade pelo qual estamos passando.

Uma das poucas exceções acima é a ordem Lepidoptera, talvez o grupo de insetos taxonomicamente melhor conhecido. Esse conhecimento deu condição à delimitação de áreas de endemismos. Esse é um dos poucos exemplos de áreas de endemismos definidas com base no conhecimento das espécies de borboletas na América do Sul, principalmente na Amazônia (Brown 1979).

Conservação de área. Se o enfoque para a conservação de grupos particulares é deficiente, pelo pouco conhecimento taxonômico que a maioria dos grupos possui, então qual é o melhor enfoque para conservação da biodiversidade no Brasil? Esta pergunta pode ser respondida quando o enfoque sai das espécies e é direcionado para as áreas onde elas ocorrem.

A conservação de área, e particularmente de área de endemismos, é o melhor enfoque para a conservação baseada não apenas em espécies de grupos particulares, mas no compartilhamento de áreas de diversas espécies de diversos táxons de uma determinada área. Isso é importante, pois a maioria dos grupos taxonômicos é pouco conhecida no País. As áreas endêmicas são efetivamente definidas e delimitadas por metodologia robusta. Área de endemismo é uma unidade histórica e não apenas de congruência distribucional de espécies (Santos & Amorim 2007; Carvalho 2011a).

A formação do padrão de diversidade biológica tem um caráter histórico e deve ser visualizado dentro de um processo evolutivo de toda biota e não de grupos particulares. Desse modo, é essencial que, para o entendimento dos padrões de distribuição das espécies devam ser utilizados métodos que geram hipóteses dos diferentes processos que possam dar origem a esses padrões (Carvalho 2004). Três componentes interagem no entendimento desses padrões de distribuição: forma, tempo e espaço (Croizat 1964). Dentro dessas três dimensões, a biogeografia está relacionada com a reconstrução da história dos organismos no espaço. É ela que, a partir de métodos formulados nos últimos 40 a 50 anos, pode hipotetizar a evolução de organismos em uma área.

A diversidade biológica não pode ser reduzida apenas ao conhecimento dos táxons que ocorrem em uma determinada área. Essa limitação do enfoque renega a um segundo plano a história da evolução da área. Ela pode esclarecer não apenas o entendimento do padrão de distribuição de um grupo em particular, mas também ao entendimento geral dos grupos que ocorrem em toda a área e os processos que levaram ao estabelecimento desse padrão.

Desta forma, dentro da abordagem de definição de melhores áreas para unidades de conservação (UC), a pan-biogeografia e a análise de parcimônia de endemismos (PAE) demonstram que seus métodos de análise podem ser utilizados com a finalidade de hipotetizar a formação dos padrões de distribuição das espécies. Essa é uma nova visão de busca das melhores áreas para UC, pois a aplicação desses métodos poderia expressar, ao mesmo tempo, a riqueza relativa das espécies e a origem histórica das áreas.

Basicamente, a pan-biogeografia, com enfoque na análise de traçados, enfatiza a utilização do método para a identificação dos traçados generalizados e nós biogeográficos, que representam áreas complexas e que por isso teriam prioridade para a conservação. Esse método foi sugerido como alternativa aos métodos tradicionais para a escolha de áreas com propósitos para conservação. A metodologia tem sido utilizada no Brasil para escolha de áreas para conservação no Cerrado (Prevedello & Carvalho 2006).

Por outro lado, o método do PAE, na modalidade de quadrículas, classifica áreas de acordo com o compartilhamento de espécies ou táxons de acordo com a solução mais parcimoniosa, tendo como objetivo elucidar a história da área (Posadas *et al.* 2006). Essa modalidade de análise foi utilizada na identificação de áreas para conservação na região sul do Brasil (Löwenberg-Neto & Carvalho 2004).

Adicionalmente a esses métodos, a Biogeografia Cladística também possui ferramentas objetivas para a escolha de áreas para Unidades de Conservação (Vane-Write *et al.* 1991; Erwin 1991). Esses métodos implementam as construções de cladogramas de espécies que ocorrem nessas áreas possíveis de conservação e, a partir do cladograma geral, seriam escolhidas as melhores áreas. A congruência de cladogramas de diversos grupos corroborando o mesmo padrão reunido com a riqueza de espécies e a diversidade taxonômica talvez seja a melhor maneira de escolher as melhores áreas para conservação.

Unidades de conservação no Brasil. O Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC) é o responsável pela criação e gerenciamento de todas as áreas indicadas para conservação no Brasil. Foi formalmente estabelecido em 2000, mas sua criação tem raízes em 1979, quando o então Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal publicou o primeiro plano para a implementação de um sistema de unidades de conservação no País (Rylands & Brandon 2005). Esse sistema de áreas protegidas é o fulcro principal para o desenvolvimento de estratégias nacionais de conservação da diversidade biológica.

O Brasil possui pouco mais de 8% de seu território coberto com Unidades de Conservação (UC), englobando todas as categorias de proteção integral ou de uso sustentável. Dessas áreas, apenas 2,61% estão definidas como UC de uso integral (de uso indireto), que incluem os Parques Nacionais e Reservas Biológicas, mas também Estações Ecológicas e Refúgios de Vida Silvestre (IBAMA 2004). Essa percentagem é menor que muitos outros países com megadiversidade biológica menor. A Amazônia brasileira, apesar de ser o bioma brasileiro com maior número de UCs e com maiores áreas para conservação, necessita de um número ainda maior de áreas de proteção integral face à grande vastidão de suas áreas de endemismos, com grande número de espécies de distribuição restrita (Silva *et al.* 2005).

Desse modo, deve-se incentivar a criação de mais áreas para UCs, mas tendo em mente que a maioria delas foi indicada sem uma metodologia científica determinada. Desse modo, algumas preservam áreas com menor qualidade que outras e existem províncias biogeográficas desprotegidas, apesar de estarem em biomas com razoável número de UCs. Para o planejamento, reavaliação ou recategorização das UCs existentes, pode-se utilizar também ferramentas biogeográficas do método pan-biogeográfico, com metodologia robusta e objetiva (por exemplo, para o Cerrado brasileiro: Prevedello & Carvalho 2006; para a região Sul do Brasil: Löwenberg-Neto & Carvalho 2004).

A União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) reconhece três classes sob as quais as UCs podem ser catalogadas: (1) uso indireto dos recursos: nessas áreas, é indicada a não ocupação do espaço para fins de exploração direta; (2) uso direto dos recursos: onde a área pode ser utilizada pelo homem, em sua plenitude racional; (3) reserva de destinação: onde o espaço deverá ser mantido incólume até ser definido seu uso racional.

Na categoria de uso indireto dos recursos, encontram-se os Parques e Reservas Nacionais e Reservas Científicas, que têm o objetivo de proteger as comunidades e espécies e manter os processos naturais em um estado não alterado. As atividades de investigação têm que ser planejadas e executadas de modo que seja minimizada a alteração do ambiente. Também fazem parte dessa categoria as Estações Ecológicas, as Reservas Biológicas e as Reservas Ecológicas. Ainda dentro desta categoria, também são incluídos: Monumentos Naturais, Áreas Tombadas, Áreas Especiais de Interesse Turístico e Locais de Interesse Turístico, Cavernas, Santuários de Vida Silvestre, Reservas Particulares do Patrimônio Natural, Áreas de Relevante Interesse Ecológico, Áreas Sob Proteção Especial. Na categoria de uso direto dos

recursos, há o objetivo de manter as paisagens significativas e, ao mesmo tempo, possibilitar oportunidades de utilização pelo público, mediante a recreação e o turismo. Encontram-se nessa categoria as Áreas de Proteção Ambiental, Áreas de Recursos Manejados e Reservas Indígenas. Nesta última categoria, a proteção está diretamente relacionada ao espaço legalmente ocupado pelos índios brasileiros. A categoria reservada para definição posterior tem como objetivo a restrição do uso dessas áreas até que sejam completados os estudos adequados que mostrem qual é o melhor uso de seus recursos remanescentes. Incluem-se nesta categoria as Reservas Florestais e as Florestas de Domínio Privado (IBAMA 2004).

Conclusão. Apesar de no Brasil a biodiversidade e a conservação de espécies serem temas altamente correlacionados, esse processo ainda não foi completado. A destruição dos hábitats é o fator mais importante para promover a extinção massiva de espécies e não a coleta dos espécimes — frequentemente indicada de forma equivocada como fator causal da extinção de espécies, principalmente em invertebrados.

Dentro e fora do País, nossa biodiversidade é enaltecida, mas ainda conhecemos menos de 10% de nossas espécies (Lewinsohn & Prado 2005). Entretanto, apenas podemos conservar o que se conhece. O primeiro estágio para conservar a biodiversidade é descrevê-la, mapeá-la e medi-la, tarefa própria para taxônomos (Carvalho 2011b).

Apesar de nos últimos anos ter havido um aumento de áreas utilizadas para conservação, ainda falta um esforço intenso nesse sentido, pois ainda não atingimos o mínimo de 10% de área protegida em qualquer tipo de Unidade de Conservação (municipal, estadual ou federal).

Atualmente existem métodos com procedimento robusto, objetivo, empiricamente testável, relativamente rápido, de baixo custo e baseada em informação taxonômica disponível para a escolha de melhores áreas com esse propósito (Carvalho 2004). Entretanto, essas metodologias não têm sido levadas em consideração pelas agências responsáveis para seleção de UCs. O enfoque para ações de conservação nas áreas – definidas a partir dos métodos históricos para definição de áreas de endemismos, e não a partir de organismos isolados – é o melhor e o mais adequado procedimento de conservação para países com uma grande parcela da biodiversidade mundial, grande parte da qual ainda desconhecida.

Agradecimentos. Ana Carolina Hatschbach Cardon, Elaine Della Giustina Soares, Rodrigo Krüger e José Maria Cardoso da Silva pela leitura crítica do artigo. Dalton de Souza Amorim por sugestões em uma versão anterior do manuscrito. Olaf H. Mielke pela cessão de bibliografia. CNPq pela concessão de bolsa de estudos (processo 302454/2005–5).

Referências bibliográficas

Agapow, P.-M. 2005. Species: demarcation and diversity, p. 57–75. *In*: A. Purvis; J.L. Gittleman & T. Brooks (eds.). **Phylogeny and Conservation**. New York, Cambridge University Press, 431 p.

Barrowclough, G.F. 1992. Systematic, Biodiversity, and Conservation Biology, p. 121–143. *In*: N. Eldredge (ed.). **Systematics, Ecology, and the Biodiversity Crisis**, New York, Columbia University Press, 220 p.

Brown, K.S. Jr. 1979. **Ecologia geográfica e evolução nas florestas Neotropicais.** Campinas, Universidade Estadual de Campinas. 265 p.

Carvalho, C.J.B. de 1998. Taxonomista de insetos, uma espécie em extinção no Brasil. **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 23 (1): 1, 4.

Carvalho, C.J.B. de 2004. Ferramentas atuais da Biogeografia histórica para utilização em conservação, p. 92–103. *In*: M.S. Milano, L.Y. Takahashi & M. de L. Nunes (eds.). **Unidades de Conservação: atualidades e tendências 2004**. Curitiba, Fundação O Boticário de Proteção da Natureza, 208 p.

Carvalho, C.J.B. de 2011a. Áreas de endemismos, p. 41-51. *In*: C.J.B. de Carvalho & E.A.B. Almeida (Orgs). **Biogeografia da América do Sul: padrões & processos**. São Paulo, Editora Roca, 306 p.

Carvalho, C.J.B. de 2011b. Padrões de endemismos e a conservação da biodiversidade. **Megadiversidade** 5 (1/2) [2009]: 77-86.

Carvalho, M. R. de; F.A. Bockmann; D.S. Amorim; C.R.F. Brandão; M. de Vivo; J.L. de Figueiredo; H.A. Britski; M.C.C. de Pinna; N.A. Menezes; F.P.L. Marques; N. Papavero; E.M. Cancello; J.V. Crisci; J.D. McEachran; R.C. Shelly; J.G. Lundberg; A.C. Gill; R. Britz; Q.D. Wheeler; M.L.J. Stiassny; L.R. Parenti; L.M. Page; W.C. Wheeler; J. Faivovich; R.P. Vari; L. Grande; C.J. Humphries; R. DeSalle; M.C. Ebach & G. Nelson 2007. Taxonomic impediment or Impediment to taxonomy? A commentary on systematics and the Cybertaxonomic-Automation paradigm. **BMC Evolutionary Biology** 7: 1–4.

Croizat, L. 1958. **Panbiogeography**. Caracas, Published by the author.

Croizat, L. 1964. **Space, Time, Form: The Biological Synthesis**. Caracas, Published by the author.

Erwin, T.L. 1991. An evolutionary basis for conservation strategies. **Science** 253: 750–253.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the insects**. Cambridge, Cambridge University Press, 755 p.

Houaiss, K. 2007. **Enciclopédia e Dicionário**. Mídia eletrônica. Delta.

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. 2004. **Unidades de Conservação (UC) Federais do Brasil**. <http://www.ibama.gov.br>. Acesso: 28/fev/2008.

Lewinsohn, T. & P.I. Prado 2005. Quantas espécies há no Brasil? **Megadiversidade** 1: 36–42.

Löwenberg-Neto, P. & C.J.B. de Carvalho 2004. Análise Parcimoniosa de Endemicidade (PAE) na delimitação de áreas de endemismos: inferências para conservação da biodiversidade. **Natureza & Conservação** 2: 58–65.

Mooers, A.Ø. 2007. The diversity of biodiversity. **Nature** 445: 717–718.

Myers, N.; R.A. Mittermeier; C.G. Mittermeier; G.A.B. da Fonseca & J. Kent 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature** 403: 853–858.

Platnick, N.I. 1992. Patterns of Biodiversity, p. 15–24. *In*: N. Eldredge (ed.). **Systematic, Ecology, and the Biodiversity Crisis**. New York, Columbia University Press, 220 p.

Platnick, N.I. & G. Nelson 1978. A method of analysis for historical biogeography. **Systematic Zoology** 27: 1–16.

Posadas, P.; J.V. Crisci & L. Katinas 2006. Historical biogeography: a review of its basic concepts and critical issues. **Journal of Arid Environments** 66: 389–403.

Prevedello, J.A. & C.J.B. de Carvalho 2006. Conservação do Cerrado brasileiro: o método pan-biogeográfico como ferramenta para a seleção de áreas prioritárias. **Natureza & Conservação** 4: 39–57.

Rafael, J.A.; A.P. Aguiar & D.S. Amorim. 2009. Knowledge of insect diversity in Brazil: the good and the bad news. **Neotropical Entomology 38**(5): 565-570.

Rylands, A.B. & K. Brandon 2005. Unidades de conservação brasileiras. **Megadiversidade** 1: 27–35.

Santos, C.M.D. & D.S. Amorim 2007. Why biogeographical hypotheses need a well supported phylogenetic framework: a conceptual evaluation. **Papéis Avulsos de Zoologia, São Paulo** 47: 63–73.

Silva, J.M.C. da; A.B. Rylands & G.A.B. da Fonseca 2005. O destino das áreas de endemismo da Amazônia. **Megadiversidade** 1: 124–131.

Sinclair, E.A.; M. Pérez-Losada & K.A. Crandall. 2005. Molecular phylogenetics for conservation biology, p. 19–56. *In*: A. Purvis; J.L. Gittleman & T. Brooks (eds.). **Phylogeny and Conservation**. New York, Cambridge University Press, 431 p.

Vane-Write, R.I.; C.J. Humphries & P.H. Wilson 1991. What to protect? – Systematic and the agony of choice. **Biological Conservation** 55: 235–254.

Wilson, E.O. 1987. Time to revive systematics. **Science** 230: 1227.

Wilson, E.O. 2005. Systematics and the future of biology. **PNAS** 102: 6520–6521.

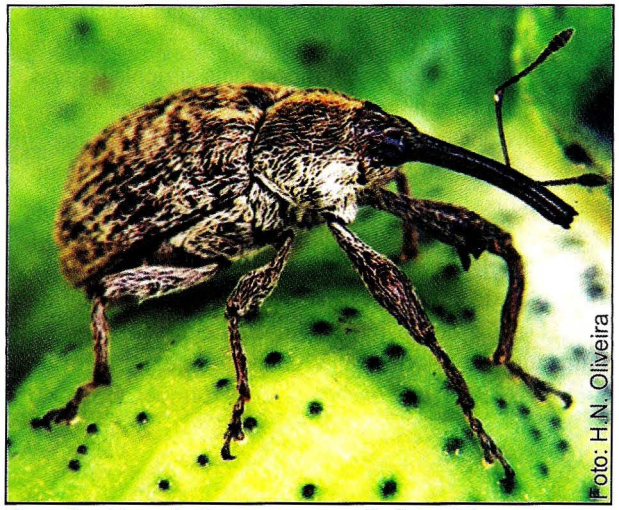
Whittaker, R.J.; M.B. Araújo; P. Jepson; R.J. Ladle; J.E.M. Watson & K.J. Willis 2005. Conservation Biogeography: assessment and prospect. **Diversity and Distributions** 11: 3–23.

Capítulo 7

ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA

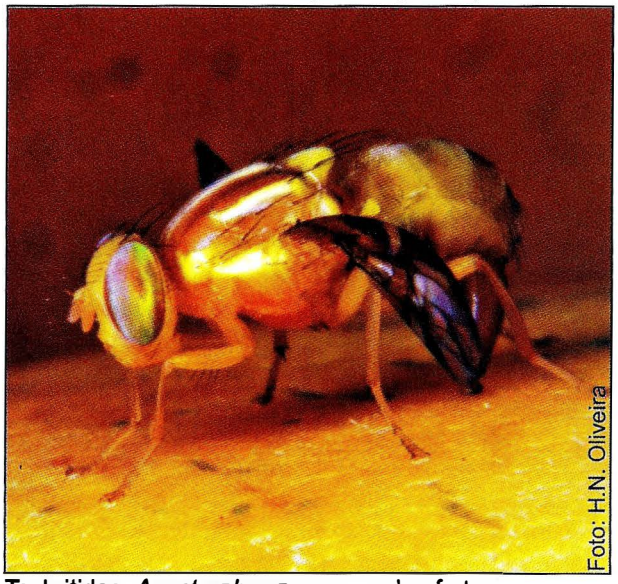
Roberto Antonio Zucchi
Sinval Silveira Neto

Formicidae: *Atta sexdens*, formiga cortadeira



Curculionidae: *Anthonomus grandis* (bicudo)

Trichogrammatidae: *Trichogramma galloi*, parasitoide



Tephritidae: *Anastrepha* sp., mosca-das-frutas

ENTOMOLOGIA AGRÍCOLA

Roberto Antonio Zucchi
Sinval Silveira Neto

A Entomologia Agrícola compreende o estudo dos insetos, prejudiciais e benéficos, associados a plantas cultivadas. Em realidade, a Entomologia Agrícola é mais abrangente, pois aborda também o estudo dos ácaros de importância agrícola (pragas e predadores). Com base nos conhecimentos das pragas agrícolas, são desenvolvidos métodos adequados para controlá-las.

Entre os primeiros entomologistas que estudaram as pragas agrícolas no Brasil, destaca-se Carlos Moreira, considerado o fundador da Entomologia Agrícola no país, autor do livro "Entomologia Agrícola Brasileira", cuja primeira edição foi publicada em 1929. Destaca-se também Ângelo da Costa Lima, criador do ensino da Entomologia Agrícola no Brasil e fundador do Serviço de Vigilância Vegetal, além de Oscar Monte, José Pinto da Fonseca, Adolfo Hempel, Gregório Bondar entre outros (Maranhão 1976).

Para o desenvolvimento da Entomologia Agrícola, são necessários estudos básicos (taxonomia, morfologia, fisiologia, biologia, ecologia etc.) e aplicados (métodos de controle). Além das pragas agrícolas, são estudados também os insetos benéficos, como os inimigos naturais usados no controle biológico, os besouros coprófagos e os insetos polinizadores.

Para alcançar os objetivos da Entomologia Agrícola, muitas vezes são necessários programas inter e multidisciplinares. Assim, a Entomologia Agrícola interage com várias áreas do conhecimento (genética, bioquímica, bioestatística, climatologia, fisiologia vegetal, impacto ambiental, biotecnologia etc.).

Neste capítulo, são abordados os aspectos gerais da Entomologia Agrícola, baseando-se no livro-texto homônimo de Gallo *et al.* (2002), que inclui as informações sobre as pragas agrícolas no Brasil (descrição, reconhecimento, biologia, prejuízos e controle em várias culturas agrícolas e produtos armazenados).

Histórico. A fase atual da Entomologia Agrícola brasileira foi alcançada em razão de três acontecimentos importantes: (1) criação do Curso de Pós-Graduação em Entomologia, em 1968, para o estudo de insetos-praga; (2) fundação da Sociedade Entomológica do Brasil (SEB), em 1972, por entomologistas agrícolas; e (3) criação da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), em 1974, que necessitava de entomologistas em seu quadro de pesquisadores.

Em razão dos cursos de Pós-Graduação, os estudos aplicados, que eram realizados principalmente nas instituições de pesquisas (Instituto Biológico, Instituto Agronômico de Campinas etc.), passaram depois a ser desenvolvidos também nas universidades. Por outro lado, como a pós-graduação ainda estava sendo estruturada, muitos pesquisadores da Embrapa realizaram cursos no exterior, o que contribuiu para uma formação mais diversificada dos entomologistas agrícolas e para o estabelecimento de intercâmbios internacionais. Com a fundação da SEB, os entomologistas agrícolas organizaram-se, promoveram congressos e lançaram a revista científica *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, denominada a partir do primeiro número de 2001 *Neotropical Entomology*, destinada principalmente à publicação de trabalhos sobre insetos-praga (SEB 2006a). Em 2005, a SEB lançou a revista eletrônica *BioAssay*, exclusivamente para a divulgação *on-line* de trabalhos de agentes de controle de insetos de importância agrícola, florestal, veterinária e urbana, para atender a demanda na publicação de trabalhos nessa área da Entomologia Agrícola (SEB 2006b).

A fundação da SEB está diretamente relacionada à criação da pós-graduação em Entomologia no Brasil. Em 1967, Domingos Gallo, do Departamento de Entomologia da ESALQ, organizou um ciclo de seminários e debates com a participação de entomologistas de várias instituições brasileiras, para fundamentar um curso de pós-graduação (Lopes *et al.* 2004). Por ocasião da palestra de Carlos J. Rossetto (Instituto Agronômico de Campinas, IAC), um grupo formado por Domingos Gallo, Octavio Nakano, Sinval Silveira Neto (ESALQ), Carlos J. Rossetto (IAC) e Allen Steinhauer (Universidade de Ohio, professor visitante na ESALQ) discutiu a possibilidade da organização de reuniões anuais, a exemplo da Sociedade Americana de Entomologia. Na época, havia a Sociedade Brasileira de Entomologia (SBE), formada principalmente por taxonomistas, presidida por Oswaldo P. Foratini, que concordou com a realização do evento anual.

A 1ª Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia aconteceu na ESALQ, Piracicaba, SP, de 2 a 5 de setembro de 1968. Nos Anais dessa reunião, constam 56 resumos, quase todos relacionados a insetos de importância agrícola. Essa reunião coincidiu com o início do Curso de Pós-

Graduação em Entomologia da ESALQ (mestrado), que contava com entomologistas de diversos estados brasileiros. Durante a reunião, docentes e alunos de pós-graduação da ESALQ (Fig. 7.1), além dos entomologistas do Museu de Zoologia da USP, do Instituto Butantã e do Instituto Biológico de São Paulo, confrontaram as ideias do novo grupo de Entomologia Agrícola com as do grupo tradicional da SBE (taxonomistas) e marcaram a 2ª Reunião Anual da SBE para 1 a 6 de dezembro de 1969 no Recife, sob a presidência de Mário Bezerra (UFRPE). Os Anais dessa reunião encerram 77 resumos, a maioria relacionada a insetos de importância agrícola. O entusiasmo dos participantes foi mantido também nessa reunião, de maneira que foi programada para a Bahia, em 1970, a 3ª Reunião Anual, sob a presidência de Pedrito Silva (CEPLAC). Entretanto, a presidência da SBE foi contrária à realização da reunião. Além disso, a introdução da ferrugem do café na Bahia acarretou o isolamento da área. Ficou estabelecido que a 3ª Reunião seria programada tão logo a área fosse liberada. Assim, em 1972, foi realizado o Encontro de Entomologia Agrícola, promovido pela CEPLAC, Itabuna, que aconteceu na Estação Experimental, em Uruçuca, BA, com aproximadamente 50 participantes. Os resumos foram mimeografados e não houve a publicação dos Anais. Nesse Encontro, foi criada a Sociedade Entomológica do Brasil (SEB), cuja Ata de Sócios Fundadores foi assinada por 43 entomologistas e ficou estabelecido que a 1ª Reunião Anual da Sociedade Entomológica do Brasil seria realizada em julho de 1973 em Viçosa (Silveira Neto & Parra 1997).

Na 1ª Reunião Anual da SEB, em 1973, na Universidade Federal de Viçosa, foram apresentados 113 trabalhos, sob a presidência de José Alberto H. Freire. A reunião seguinte, em Pelotas, RS, em 1975, sob a presidência de Milton de Souza Guerra (Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel), foi denominada 2º Congresso Brasileiro de Entomologia (CBE). A partir daí, os CBEs cresceram em importância e tamanho, transformando-se em eventos complexos, com a apresentação de mais de 1.600 trabalhos. Nas últimas três edições—21o CBE, no Recife, em 2006, 22o CBE em Uberlândia, MG, em 2008, e 23o CBE em Natal, RN, em 2010—foram apresentados, respectivamente, 1.642, 2.234 e 2.508 trabalhos, que abordaram as diversas linhas de pesquisa em Entomologia, com ênfase nas pragas agrícolas. Nesses CBEs mais recentes, tem havido congraçamento entre as duas sociedades brasileiras da área de entomologia (SEB e SBE).

A realização dos CBEs, promovidos pela SEB, fortaleceu a Entomologia Agrícola no Brasil e abriu espaço para seu reconhecimento na comunidade entomológica internacional. Em razão disso, o Brasil foi escolhido para sediar o XXI Congresso Internacional de Entomologia, realizado em Foz de Iguaçu, em 2000, em promoção conjunta da SEB e da Embrapa Soja, com aproximadamente 4 mil participantes de 78 países. Nesses últimos 35 anos, portanto, a Entomologia Agrícola brasileira experimentou grandes avanços, promovidos principalmente pela realização dos CBEs, por meio dos quais os entomologistas agrícolas puderam discutir seus projetos de pesquisas e interagir com pesquisadores do Brasil e do exterior.

Importância econômica das pragas agrícolas. Embora as espécies de insetos benéficos sejam numerosas, os insetos-praga chamam mais atenção, pois os danos que causam são facilmente percebidos. Contudo, apesar de os danos causados às plantações pelos insetos serem elevados, é muito difícil

Figura 7.1. Primeira turma de pós-graduandos em Entomologia Agrícola no Brasil (ESALQ, maio/1969). A partir da esquerda. Em pé: D. Gallo (†), R. Calza, H.S. Prates, V.L. Machado, L.G. Chiavegatto, P.R. Castro, D. Link, A. Scivittaro, B.R. Aranda, C.J. Boscariolli, M.J. Hebling, A.H. Camargo, J.R.P. Parra, P.R. Reis. Sentados: N. Suplicy, R.N. Williams, E.A. Bitran (†), S. Franco C., F.M. Wiendl, R. Trujillo, A.F. Souza Leão, M. Menezes (†), Z.A. Ramiro, C. Ramiro (†), S. Silveira Neto.

quantificá-los, uma vez que na natureza ocorre um conjunto de outros fatores bióticos (doenças causadas por microorganismos, problemas nutricionais das plantas etc.), responsáveis também por perdas consideráveis na lavoura. Entretanto, quando os danos são quantificados, obtêm-se valores muito elevados (Tab. 7.1), que podem alcançar bilhões de dólares anualmente em todo o mundo.

Há espécies de insetos e de ácaros que sempre se comportam como pragas —ou seja, uma vez feito o plantio, esses artrópodes aparecem e causam danos econômicos. Portanto, são as pragas constantes em várias lavouras (bicudo-do-algodoeiro, percevejos-da-soja, broca-da-cana etc.). Outras espécies que incidem sobre plantações de tempo em tempo são as pragas esporádicas (gafanhotos, lagartas-dos-capinzais etc.). De modo geral, todas as grandes culturas agrícolas perenes (laranjais, cafezais etc.) e anuais (algodoeiro, soja, trigo etc.) têm suas pragas-chave, que exigem a tomada de medidas de controle para evitar perdas na produção.

Os danos causados pelos insetos são diretos, quando atacam o produto a ser comercializado (frutos, sementes, hortaliças etc.) ou indiretos, quando atacam estruturas vegetais não-comercializadas (folhas, flores, troncos, raízes etc.). Os insetos atuam também como vetores de agentes fitopatogênicos (vírus, bactérias, fungos etc.), que causam doenças nas plantas (insetos-vetores). Podem também inocular substâncias toxicogênicas durante a alimentação, que causam distúrbios fisiológicos que afetam o crescimento da planta (por exemplo, a soja-louca provocada por percevejos) ou de frutos (como as manchas no tomate causadas pelas moscas-brancas). Portanto, os insetos causam danos ao retirarem parte das plantas (insetos mastigadores), ao sugarem seiva e ao inocularem fitopatógenos e substâncias tóxicas nas plantas (insetos sugadores) (Tab. 7.2).

O estudo das pragas agrícolas é dinâmico e deve, portanto, acompanhar os estágios fenológicos da plantação, pois populações de várias pragas incidem na cultura ao longo do seu desenvolvimento (Fig. 7.2). A importância econômica das pragas pode variar ao longo do tempo em decorrência de novas práticas culturais (milho safrinha, plantio direto), uso de áreas normalmente não-agricultáveis (cerrado), resistência a produtos químicos, introdução de novas pragas e doenças etc. Algumas vezes, insetos sem importância econômica passam ao *status* de pragas em razão da capacidade de transmitir agentes fitopatogênicos introduzidos (vírus, bactérias etc.), que causam doenças nas plantas. Dois exemplos recentes ilustram esse fato. As cigarrinhas (Hemiptera, Cicadellidae) ocorrem naturalmente em pomares de citros sem causar prejuízos à cultura. Entretanto, com a introdução da Clorose Variegada dos Citros (CVC) no Brasil, os cicadelídeos passaram a atuar como insetos-vetores da bactéria *Xylella fastidiosa* Wells, agente causal da doença, de modo que as cigarrinhas se converteram em pragas dos citros. Igualmente, o psilídeo-dos-citros,

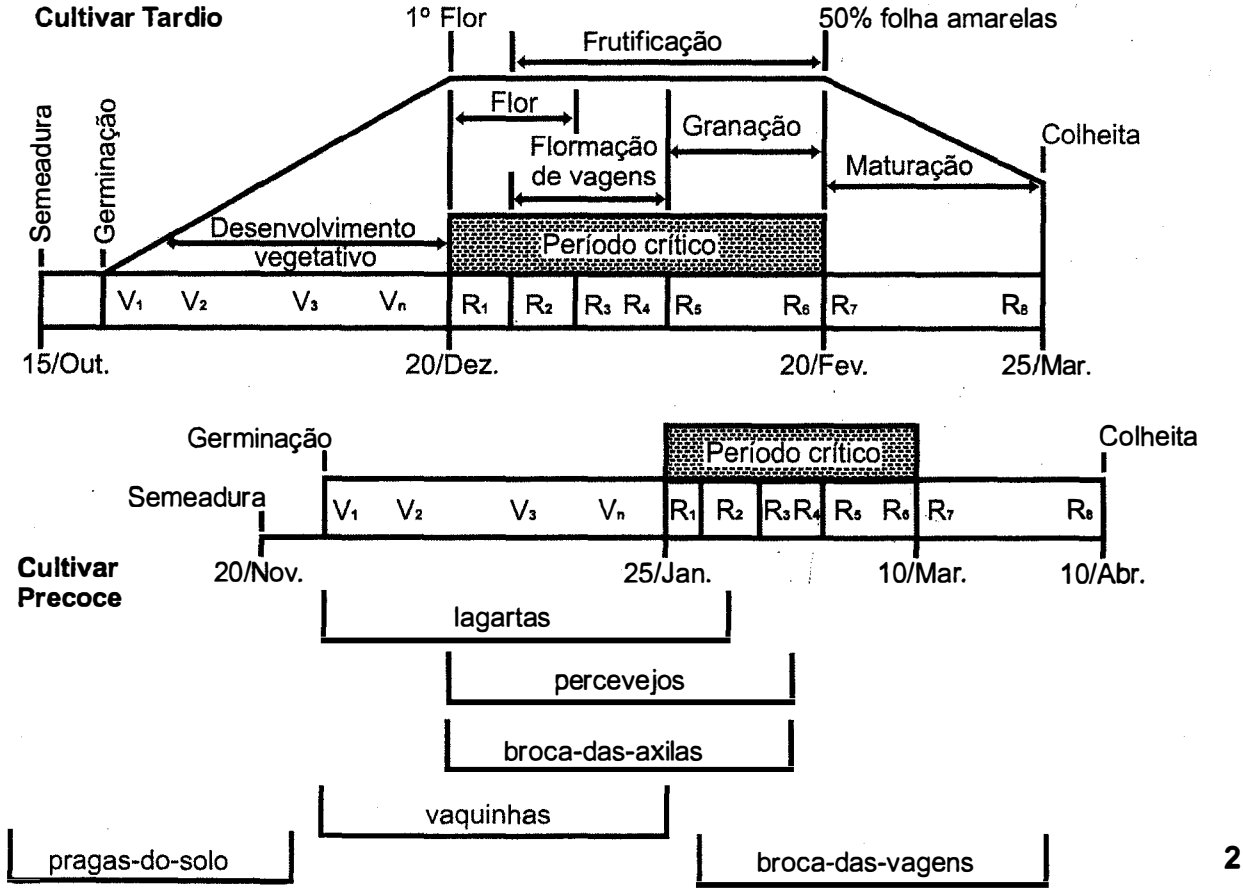


Figura 7.2. Fenologia da soja e época de ocorrência das principais pragas. Fonte: Zucchi *et al.* (1993).

Tabela 7.1. Estimativa de perdas causadas por insetos e ácaros para algumas culturas na agricultura brasileira (Bento 1999).

Grandes culturas	Perda (%)
Algodão	10
Arroz	10
Café	12
Cana-de-açúcar	10
Feijão	7
Mandioca	2
Milho	7
Soja	5
Sorgo	5
Trigo	5
Frutíferas	
Abacaxi	3
Banana	10
Cacau	10
Caju	15
Citros (laranja)	10
Citros (limão)	6
Citros (tangerina)	6
Coco-da-bahia	12
Dendê (amêndoa)	2
Goiaba	5
Maçã	6
Mamão	4
Manga	3
Maracujá	2
Melão	2
Pêssego	5
Uva	4
Olerícolas	
Alho	5
Batata	3
Cebola	5
Tomate	7
Extrativa	
Seringueira	30

Tabela 7.2. Danos ocasionados por insetos na agricultura (adaptado de Bento 1999).

Tipos de danos	Pragas
a – NAS CULTURAS OU PLANTAS	
Destru r folhas, ramos, botões flora s, casca ou frutos	lagartas, besouros, gafanhotos, formigas-cortadeiras, larvas de moscas
Sugar a seiva de folhas, botões florais ou frutos	percevejos, pulgões, tripes, cigarrinhas, cochonilhas
Broquear ou anelar a casca, ramos, frutos, sementes ou viver entre as superfícies das folhas	besouros, lagartas, larvas, minadoras de folhas
Causar tumor em parte da planta, para servir de abrigo e alimento (galhas)	larvas de moscas, larvas de vespas
Atacar raízes ou o colo da planta (sugadores ou mastigadores)	besouros, lagartas, cigarras, cupins, larvas de moscas
Danificar folhas, botões florais, ramos, casca ou frutos para postura	besouros, cigarras, moscas, grilos
Utilizar partes da planta para a construção de ninhos ou refúgios	formigas, vespas, abelhas, larvas de moscas
Proteger ou transportar insetos para a planta	formigas
Disseminar ou inocular microorganismos fitopatogênicos (bactérias fungos, protozoários, vírus)	pulgões, cigarrinhas, psilídeos, moscas-brancas, tripes, besouros
b – NOS ARMAZÉNS	
Destruir e contaminar grãos e produtos armazenados	carunchos, gorgulhos, besouros, traças

Diaphorina citri Kuwayama (Hemiptera, Psyllidae), era praga secundária, sem importância econômica. Entretanto, como é o inseto-vetor que transmite a bactéria causadora do Huanglongbing (HLB) (em chinês, "ramo amarelo") ou *greening*, recentemente detectado no Brasil, atualmente também passou a ser considerada praga importante dos citros (Parra *et al.* 2005).

Número de pragas agrícolas. É difícil estimar o número de espécies de insetos de importância agrícola registradas no Brasil. No "Quarto Catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores" (Silva *et al.* 1968), 4.832 espécies de insetos foram associadas às plantas, independentemente da sua importância econômica. No livro Entomologia Agrícola (Gallo *et al.* 2002), são discutidas as pragas (insetos e ácaros) de 98 espécies de plantas cultivadas e de 11 produtos armazenados, além das pragas gerais (saúvas, cupins e gafanhotos). Essas plantas e produtos são atacados por cerca de 500 espécies de pragas agrícolas e florestais. Esse número não é definitivo, pois as pragas de várias culturas regionais (cupuaçu, pequi, pupunha etc.) não foram discutidas no livro. É interessante ressaltar que entre as 20 espécies de pragas mais polífagas, não há nenhum representante de Curculionidae (a família de insetos mais numerosa), em razão da especificidade desses besouros aos seus hospedeiros (Figs. 7.3-4).

Identificação de pragas agrícolas. O ponto inicial para a solução de um problema ocasionado por pragas agrícolas passa necessariamente pela sua identificação. A partir da identificação, é possível levantar toda literatura pregressa para obter informações sobre a praga (biologia, plantas hospedeiras,

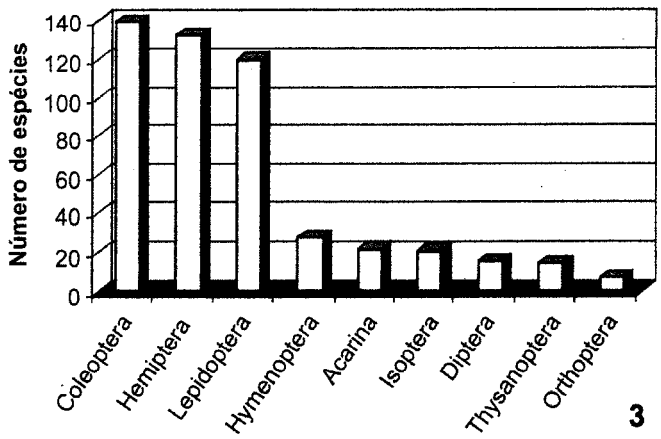


Figura 7.3. Número de pragas agrícolas (insetos e ácaros) nas ordens do filo Arthropoda.

distribuição, métodos de controle etc.) e estabelecer os estudos futuros.

Como a praga está sempre associada a uma cultura agrícola, a identificação é facilitada pelo número reduzido de espécies que em geral ocorre na cultura e pela possibilidade de identificar, por comparação, o exemplar em uma coleção entomológica. Por essa razão, pelo menos até o nível de gênero é possível, sem muita dificuldade, o reconhecimento de uma praga agrícola e até mesmo ao nível de espécie, se a identificação for baseada exclusivamente em caracteres morfológicos externos. Além disso, a identificação de pragas agrícolas pode ser obtida também por meio dos sintomas na planta (folhas, frutos, ramos etc.).

Na prática, as identificações são baseadas principalmente na "aparência" da praga e no uso de um nome comum (por exemplo, curuquerê-do-algodoeiro). Entretanto, muitas vezes, o nome comum pode aplicar-se a várias espécies (por exemplo, "vaquinha" é usado para várias espécies de crisomelídeos). Uma prática comum entre os entomologistas agrícolas é a identificação da praga tomando-se por base a planta hospedeira. Por exemplo, mosca-das-frutas em goiaba é identificada como *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera, Tephritidae); lagarta-rosca em cultura anual (milho, feijão, batata etc.) é identificada como *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) (Lepidoptera, Noctuidae). Entretanto, em muitas ocasiões isso resulta em erro pois outras espécies de *Anastrepha*, além de *A. fraterculus*, podem atacar goiabas. Igualmente, outras espécies de noctuídeos que não *A. ipsilon* podem cortar plantas anuais (Zucchi 1990). Essas "identificações" podem nortear alguma tomada de ação quanto ao controle, mas é preciso que sejam confirmadas por especialistas. Somente assim é possível obter informações corretas sobre a espécie na literatura (para um levantamento bibliográfico), para a tomada de decisão apropriada e também para a elaboração de trabalhos científicos e pareceres técnicos.

A identificação é mais difícil para os insetos de tamanho reduzido, que precisam ser montados em lâminas microscópicas (pulgões, moscas-brancas, cochonilhas, tripes, micro-himenópteros etc.) ou que necessitam do exame da genitália (mariposas, moscas-das-frutas, percevejos etc.). Por exemplo, tradicionalmente no Brasil, *Thrips tabaci* Lindemann (Thysanoptera, Thripidae) era considerada praga inicial do algodoeiro. Consequentemente, todos os trabalhos desenvolvidos com essa praga partiam do pressuposto que essa era a espécie do tripes-do-algodoeiro (caso típico da identificação específica com base na planta hospedeira). Entretanto, em levantamentos realizados nos algodoais de 30 municípios em cinco estados e quatro regiões, nenhum exemplar de *T. tabaci* foi coletado. A quase totalidade dos exemplares pertencia a *Frankliniella schultzei* Trybom (Thysanoptera, Thripidae), que atualmente é considerada praga do algodoeiro (Monteiro *et al.* 1998).

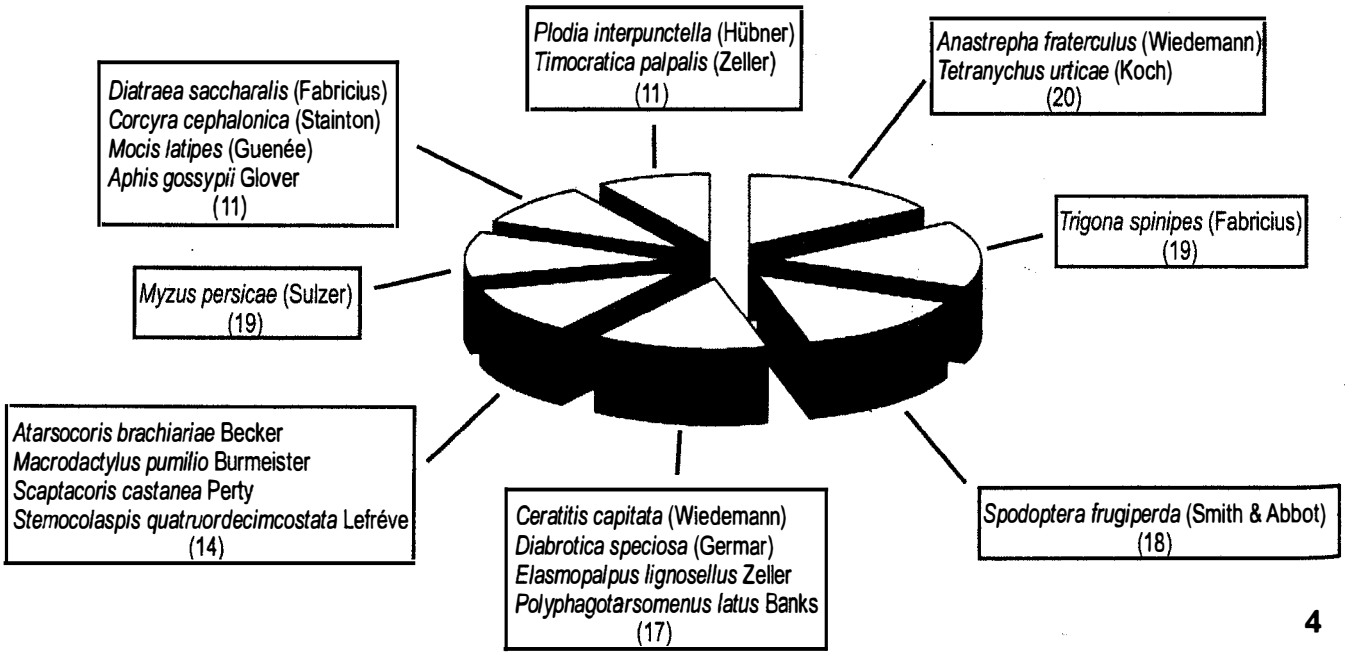


Figura 7.4. Espécies de insetos de importância agrícola mais polífagas e o número de culturas que danificam.

Como mencionado, a identificação é o ponto inicial para a tomada de decisões nas ações contra determinada praga agrícola. Em alguns casos, a solução de um problema fitossanitário pode depender exclusivamente da correta identificação da espécie. A broca-gigante-da-cana, *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera, Castniidae), ocorre apenas em alguns estados do Nordeste. Entretanto, nos anos 80, algumas lagartas de uma espécie de castniídeo foram coletadas em Uberlândia (MG) broqueando cana-caiana. Essas lagartas foram consideradas como sendo *T. licus*. Várias hipóteses foram levantadas sobre a introdução da praga no estado de Minas Gerais e sobre as estratégias de controle nesse novo hábitat. Todavia, alguns adultos obtidos em laboratório foram enviados para especialista, que os identificou como *Telchin laura* (Druce), endêmica da região mineira. Portanto, com base na identificação correta, evitou-se que fossem tomadas ações desnecessárias e onerosas para o controle, como a destruição de canaviais e o isolamento da área para impedir a disseminação da "praga" (Zucchi 1990). Atualmente, esses táxons são considerados subespécies (Lamas 1994). Em 2007, a broca-gigante-da-cana, *Telchin licus licus*, foi detectada em Limeira, SP, e medidas estão sendo adotadas para evitar sua disseminação (Almeida *et al.* 2007).

Há vários livros ilustrados que facilitam a identificação das pragas e seus inimigos naturais em diversas culturas agrícolas (Zucchi *et al.* 1993; Gallo *et al.* 2002) ou em determinadas culturas (Parra *et al.* 2003, 2005). Há também livros com chaves para a identificação de determinadas pragas e seus inimigos naturais (Malavasi & Zucchi 2000), além de inúmeros trabalhos publicados em revistas científicas. Na internet, é possível obter informações e ilustrações que possibilitem a identificação de pragas. Imagens de material da coleção de insetos da ESALQ, que inclui várias espécies de pragas agrícolas, está disponível na rede (Silveira Neto *et al.* 2004).

Os estudos taxonômicos são de fundamental relevância também no controle biológico de pragas. Entretanto, quando a taxonomia é negligenciada, a identificação errada da espécie do parasitoide pode comprometer todo um programa de controle biológico (Danks 1988). A identificação específica no controle biológico é mais complexa em razão do tamanho diminuto dos parasitoides. Talvez seja esse o motivo de a taxonomia ser relegada nos programas de controle biológico. O ideal seria ter um taxonomista participando da equipe do programa. Como nem sempre isso é possível, um técnico com aptidão para os estudos taxonômicos deveria ser treinado por um especialista para confirmar periodicamente a identidade dos parasitoides criados no programa de controle biológico (Zucchi 2002).

Pragas introduzidas. Além das pragas nativas, as plantas cultivadas podem ser danificadas por espécies acidentalmente introduzidas (pragas exóticas). A introdução de uma espécie exótica nociva é um problema sério e complexo, principalmente em um país tão vasto como o Brasil. Esse problema agrava-se em razão do aumento do volume e da velocidade dos transportes aéreos, que facilitam a introdução de pragas em qualquer região do mundo em curtos períodos. Além da introdução por meio de mercadorias transportadas, uma praga pode ser introduzida por passageiros que inadvertidamente carregam mudas, sementes, flores etc., que podem abrigar diferentes fases do ciclo biológico da praga. Às vezes, um inseto pode ser introduzido em uma embalagem (por exemplo, engradado de madeira). Uma vez no novo país, a praga pode adaptar-se rapidamente às condições ambientais e, livre de inimigos naturais, alcançar rapidamente altos níveis populacionais e causar prejuízos elevados no país onde foi introduzida. Além dos danos diretos causados pela praga introduzida, isso traz um aumento de aplicações de produtos químicos, que é a estratégia geralmente usada para diminuir o nível populacional da praga em curto prazo. Além disso, a ocorrência da praga exótica em um país dificulta a exportação dos produtos agrícolas (ver praga quarentenária).

Os riscos de introdução de uma praga de um país para outro são facilmente compreendidos. Todavia, uma praga pode ser disseminada de uma região para outra de um mesmo país. Para evitar isso, há o controle de trânsito, que no Brasil é regulado principalmente pelo Decreto no. 24.114, de abril de 1934. O controle de trânsito é um dos principais instrumentos para a prevenção e controle de pragas internamente em um país (Silva 2000).

Algumas pragas foram introduzidas há muito tempo no Brasil. Por exemplo, a mosca-do-mediterrâneo, *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera, Tephritidae), foi introduzida há mais de 100 anos e sua disseminação continua até hoje; recentemente foi detectada na região semiárida do Nordeste (Araujo *et al.* 2000) e na região Norte (Ronchi-Teles & Silva 1996; Silva *et al.* 1998). Contudo, várias pragas foram introduzidas mais recentemente. Nos anos 80, foi introduzido o bicudo-do-algodoeiro, *Anthonomus grandis* Boheman (Coleoptera, Curculionidae). Nos anos 90, cinco espécies exóticas foram detectadas no Brasil: em 1992, *Erosomyia mangiferae* Felt (Diptera, Cecidomyiidae), em mangueira, e *Thrips palmi* Karny (Thysanoptera, Thripidae), associado a dezenas de hospedeiros; em 1996, a mosca-da-carambola, *Bactrocera carambolae* Drew & Hancock (Diptera, Tephritidae) e a lagarta-minadora-dos-citros, *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera, Gracillariidae) e, em 1999, a mosca-do-figo, *Zaprionus indianus* Gupta (Diptera, Drosophilidae) (Vilela *et al.* 2000). Em 2002, houve a introdução da mosca-negra-dos-citros, *Aleurocanthus woglumi* Ashby (Hemiptera, Aleyrodidae), prejudicial a centenas de espécies de plantas.

A detecção de uma praga introduzida em território brasileiro dever ser comunicada imediatamente ao Ministério de Abastecimento, Pecuária e Agricultura (MAPA), antes da sua divulgação no meio científico (Portaria 290, 15 de abril de 1996). De acordo com o Código Penal Brasileiro, difundir doença ou praga que possa causar danos às florestas, plantações e animais de utilidade econômica é passível de detenção e multa.

Pragas quarentenárias. Algumas pragas são de grande importância econômica em determinados países, mas não ocorrem em outros ainda que apresentem condições naturais para seu desenvolvimento e estabelecimento. Portanto, pragas quarentenárias são insetos (ou outros organismos) de potencial expressão econômica para determinada área, onde ainda não ocorrem.

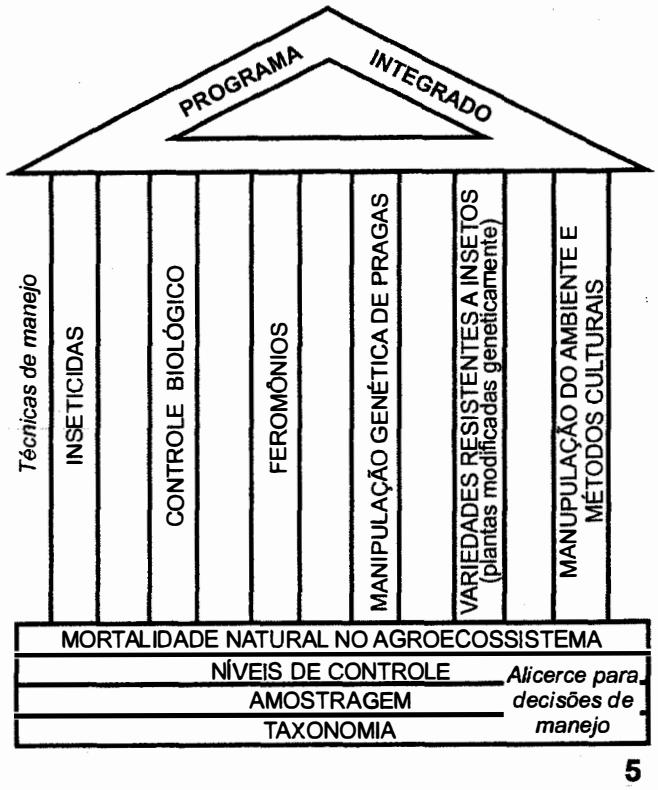


Figura 7.5. Esquema do Manejo Integrado de Pragas. Fonte: Gonzáles (1971), modificado por Zucchi (1990).

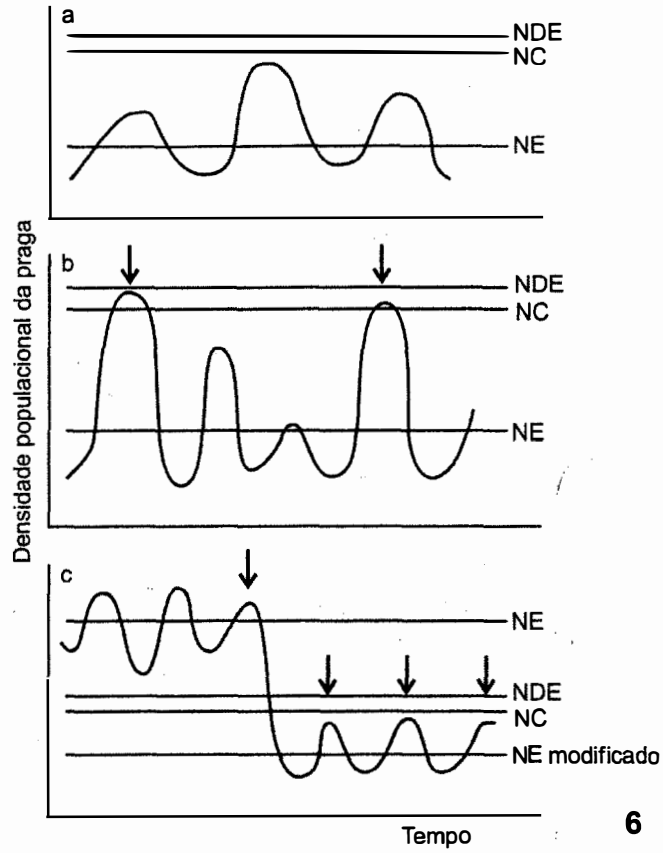


Figura 7.6. Flutuação populacional de determinada espécie no decorrer do tempo. A, não atinge a posição de praga; b, praga ocasional; c, praga severa. NDE = nível de dano econômico; NC = nível de controle; NE = nível de equilíbrio. As setas indicam as medidas de controle. Fonte: Gallo *et al.* (2002).

Do ponto de vista quarentenário, uma praga é qualquer espécie, raça ou biótipo de vegetais, animais ou agentes patogênicos, nocivos para os vegetais ou seus produtos. O conceito de praga quarentenária é baseado em critérios da *Food and Agriculture Organization* (FAO), que leva em consideração a presença ou ausência da praga em área de risco, sua distribuição, importância econômica e se é ou não controlada oficialmente. É classificada em:

- Praga quarentenária A1. De importância econômica potencial para a área de risco, onde ainda não foi detectada.
- Praga quarentenária A2. De importância econômica potencial para a área de risco, onde ainda não se encontra amplamente disseminada e está sendo oficialmente controlada.

As pragas quarentenárias são problemas que envolvem interesses de países em todo o mundo. Assim, cada país tem normas próprias para legislar sobre ações para impedir que determinada praga seja introduzida em seu território. Vários países podem unir-se para tomar medidas conjuntas. O Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul (Cosave), formado pela Argentina, Brasil, Chile, Paraguai e Uruguai, estabelece critérios para o reconhecimento de pragas quarentenárias em seus territórios, divulga listas das pragas quarentenárias A1 e A2 de cada país e regulamenta as ações fitossanitárias, com os objetivos de evitar, conter, controlar ou erradicar as pragas; regulamentar a produção, a movimentação e o armazenamento de produtos e estabelecer esquemas para a certificação fitossanitária, entre outros.

A importância quarentenária de determinada praga para um país ou região é estabelecida por meio da Análise de Risco de Pragas (ARP), que compreende três etapas: (1) iniciação da ARP (identifica como pode ocorrer a introdução e a disseminação da praga quarentenária); (2) avaliação do risco (analisa a possibilidade e os meios da introdução); e (3) manejo do risco (seleciona as opções tecnicamente justificáveis para minimizar o risco da introdução e estabelecimento da praga na área considerada).

O MAPA elabora publicação oficial, que alerta sobre o perigo da introdução e estabelecimento das pragas quarentenárias. Estão listadas centenas de pragas quarentenárias para o Brasil, ou seja, pragas com grande potencial de serem introduzidas e que, nesse caso, causariam danos sérios à agricultura.

Em razão da globalização, a ARP é uma atividade de extrema relevância dos entomologistas agrícolas. Por meio dessa análise, são identificadas as carências do conhecimento científico, indicando as linhas de pesquisas que devem ser desenvolvidas. Portanto, a ARP é de fundamental importância para os países importadores atualizarem as regulamentações fitossanitárias e assegurarem que são justificáveis e minimamente restritivas ao comércio internacional (Oliveira *et al.* 2000).

Manejo Integrado de Pragas (MIP). Esse conceito de controle de pragas surgiu em contraposição ao emprego indiscriminado e exagerado de produtos químicos nas lavouras. O MIP foi a resposta da comunidade científica ao uso incorreto ou inadequado de produtos químicos. O manejo de pragas utiliza vários métodos de controle, que podem inclusive ser integrados aos produtos químicos, desde que feito de forma harmoniosa (Fig. 7.5). Entretanto, não é o uso de vários métodos de controle que caracteriza um sistema de manejo, mas a relação dos métodos dentro dos preceitos ecológicos, econômicos e sociais. O objetivo do manejo é manter as pragas abaixo do nível de dano econômico.

Na definição oficial, praga é qualquer organismo que provoque dano às plantas e animais e/ou a seus produtos. O termo praga é aplicado sempre no sentido de elevado número de indivíduos (população) de uma determinada espécie de inseto, que afeta a produção. Um inseto isolado não é considerado praga, visto que não causará danos que justifiquem seu controle. Portanto, no estudo das pragas é importante o conhecimento dos seguintes níveis populacionais (Fig. 7.6):

- Nível de equilíbrio (NE). Densidade média da população durante um período longo de tempo (mínimo de cinco anos), na ausência de mudanças permanentes do ambiente.
- Nível de dano econômico (NDE). Menor densidade populacional que causa prejuízo econômico, compensando a aplicação de medidas de controle (custos).
- Nível de limiar econômico (NC). Nível populacional para tomarem-se medidas de controle para evitar que a população da praga atinja o nível de dano. É sempre inferior ao nível de dano, para possibilitar a adoção de medidas de controle.

Com base nesses níveis, os insetos e ácaros de importância agrícola podem ser:

- Sem importância econômica — a densidade populacional raramente ultrapassa o NDE.
- Pragas ocasionais — a densidade populacional ultrapassa o NDE em condições especiais (condições climáticas atípicas, uso indevido de produtos químicos etc.).
- Pragas perenes — a densidade populacional atinge o NDE frequentemente.
- Pragas severas — a densidade populacional está sempre acima do NDE se medidas de controle não forem tomadas.

Para a implementação do MIP, amostragens das pragas são de fundamental importância. Por meio da amostragem, decide-se por ações de controle ou não de determinada praga. A amostragem pode ser baseada na coleta direta da praga ou por meio de equipamentos que exijam um operador (rede entomológica, rede de varredura, aspirador, succionador costal etc.) ou de armadilhas (luminosa, com feromônio, bandeja d'água, frasco caça-mosca etc.).

Para que as amostras representem a população de uma praga na área de ocorrência, o entomologista agrícola deve contar com o apoio de um estatístico, que dará orientação sobre o plano de amostragem a ser adotado. A estatística é o componente que dá precisão à amostragem. O estudo estatístico da amostragem, segundo Gallo *et al.* (2002), consta de:

- tamanho da amostra — número de amostras por unidade de área;
- unidade de amostra — número de observações por amostra;
- caminhamento — é o deslocamento do operador na área para realizar a amostragem
- tipos de amostragem — convencional, sequencial, biológica e por sensoriamento remoto.

Com base nesses conhecimentos, estabelece-se o MIP (conjunto de medidas para manter as pragas abaixo do nível de dano econômico). Na Entomologia Agrícola atual, há conscientização da necessidade de se conhecerem as pragas, seus inimigos naturais e a avaliação de seus níveis populacionais para aplicar os métodos de controle no momento adequado, tanto do ponto de vista ambiental quanto econômico.

Pesquisas

Em várias universidades e institutos, foram formados grupos de pesquisa que desenvolveram projetos em longo prazo para o controle de pragas-chave de várias culturas no Brasil. A formação desses grupos foi consequência direta do treinamento dos entomologistas agrícolas no Brasil e no exterior. Vários programas de controle biológico de pragas foram realizados, alguns dos quais se destacam (Parra *et al.* 2002):

- Controle biológico da broca-da-cana, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera, Crambidae). As liberações massais de *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera, Braconidae) iniciadas em 1977 no Estado de São Paulo atingiram um máximo em 1994, quando mais de 2 bilhões de parasitoides foram liberados em uma área de aproximadamente 360 mil ha de cana-de-açúcar. Esse parasitoide é responsável por mais de 80% do parasitismo total da broca-da-cana (Botelho & Macedo 2002).

- Projeto *Trichogramma* (Hymenoptera, Trichogrammatidae). Desenvolvido desde 1984, mostrou a viabilidade do uso desse parasitoide de ovos no controle de pragas-chave do algodoeiro, cana-de-açúcar, soja, milho etc. Além disso, o projeto possibilitou a formação de recursos humanos, abrindo novas áreas de pesquisas e estimulando a abertura de empresas para comercializá-los (Parra & Zucchi 2004).

- Controle biológico de percevejos-da-soja. Esse programa, desenvolvido pela Embrapa Soja em áreas de manejo integrado em microbacias hidrográficas, abrange cinco municípios paranaenses, em área de aproximadamente 18 mil ha de soja. O programa conta com cinco laboratórios para a criação e multiplicação do parasitoide *Trissolcus basalis* (Wollaston) (Hymenoptera, Scelionidae), além do laboratório da Embrapa Soja. Esse programa tem possibilitado redução de mais de 50% nas aplicações de inseticidas contra essa praga (Corrêa-Ferreira 2002).

Mais recentemente, têm sido desenvolvidas também pesquisas com feromônios de pragas agrícolas. Destaca-se o monitoramento do bicho-furão-dos-citros, *Gymnandrosoma aurantianum* Lima (Lepidoptera, Tortricidae), por meio de feromônio sexual. Essa praga causa prejuízo anual da ordem de 50 milhões de dólares à citricultura paulista. Foi desenvolvido um programa inter e multidisciplinar, de 1995 a 2000, envolvendo várias instituições brasileiras (ESALQ, UFV e Fundecitrus) e do exterior (NISES, Tsukuba do Japão e Universidade da Califórnia-Davis). Foram desenvolvidos estudos básicos (dieta artificial, estudos biológicos e síntese do feromônio) e aplicados (teste do feromônio em campo), além de trabalho de extensão (distribuição aos agricultores) e comercialização do feromônio. O projeto original foi desenvolvido a um custo de 50 mil dólares (Parra *et al.* 2004).

Biofábricas

São instalações para a criação em larga escala de insetos usados em programas de controle biológico (parasitoides), de controle microbiano (vírus) ou na técnica do inseto estéril. Para a criação do parasitoide, é necessária também a criação massal da praga-alvo. A produção do parasitoide, entretanto, pode ser conduzida também em hospedeiro alternativo. Por exemplo, espécies de *Trichogramma* são multiplicadas em ovos de traças (microlepidópteros) de grãos armazenados para o controle de várias pragas agrícolas. Na produção de alguns microorganismos entomopatogênicos, também há necessidade da criação da praga em grande escala, como a criação da lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis* Huebner (Lepidoptera, Noctuidae), para a produção do nucleopoliedrovírus (AgMNPV) (Santos & Moscardi 2005). Uma biofábrica produtora desse nucleopoliedrovírus esteve em atividade de 2003 a 2007, em Cascavel, PR. Na técnica do inseto estéril, moscas-das-frutas são esterilizadas no irradiador de raios-X e, posteriormente, liberadas na natureza em larga escala para competir com os indivíduos nativos coespecíficos. Como os insetos esterilizados são liberados em proporção muito maior do que a população natural (insetos férteis), haverá mais acasalamentos de fêmeas com machos estéreis e, consequentemente, não haverá descendentes. Após algumas gerações, o nível populacional da praga diminuirá drasticamente. Esse é um método de controle autocida ou genético, no qual a própria praga é usada para seu controle (Walder 2000).

A única biofábrica em operação no País é a Biofábrica Moscamed Brasil — www.moscamed.org.br —, instalada em Juazeiro, BA, em novembro de 2002. Foi planejada para produzir semanalmente até 200 milhões de machos estéreis de *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera, Tephritidae); atualmente, produz de 10 a 12 milhões por semana. Os indivíduos de *C. capitata* criados na biofábrica são da linhagem GSS (*genetic sexing strain*), baseada em uma mutação letal sensível à temperatura (*tsl*) e em outra na cor do pupário, desenvolvida na Agência Internacional de Energia Atômica (linhagem ts/Vienna 8). Os machos formam-se em pupários marrons e são resistentes à temperatura. Após o tratamento térmico dos ovos (33°C por 24 horas), apenas os embriões masculinos sobrevivem e são transferidos para dieta para o desenvolvimento larval. Ao final desse processo, somente os machos são esterilizados e liberados (Técnica do Inseto Estéril) (Walder 2005). A esterilização dos machos é realizada no irradiador de raios-X R-2500. A partir de 2011, também são produzidos cerca de dois milhões de ovos por semana de Aedes aegypti (L.) (Diptera, Culicidae) transgênicos da linhagem RIDL para seu controle em áreas urbanas, visando a redução dos casos de dengue. Estão sendo liberados de 50 a 100 mil machos transgênicos por semana em área experimental em Juazeiro, Bahia.

Institutos Nacionais de Ciência e Tecnologia (INCT)

Entre os INCTs criados em 2009, três estão desenvolvendo projetos de pesquisa relacionados com pragas agrícolas: Controle Biorracional de Insetos Pragas (com sede na UFSCar), Interações Planta-Praga (na UFV) e Semioquímicos na Agricultura (na ESALQ).

Considerações Finais

É indiscutível o progresso da Entomologia Agrícola no Brasil nas últimas quatro décadas. Sem dúvida, esse desenvolvimento foi fruto do treinamento de muitos entomologistas no Brasil e no exterior e de intercâmbios científicos de instituições nacionais e estrangeiras, com a formação de massa crítica para o desenvolvimento de pesquisas na área. Esse avanço tem se refletido em pesquisas de alto nível e em vasta literatura nacional, tanto na forma de livros como de artigos científicos. As mais novas tecnologias têm sido usadas no Brasil para melhor conhecimento das pragas agrícolas, como o uso de técnicas moleculares para a identificação das espécies de pragas e para o entendimento da interação planta/praga/parasitoide.

O fortalecimento da Entomologia Agrícola no Brasil tem implicado também em maior participação dos entomologistas na elaboração de leis relacionadas aos produtos usados no controle biológico. Em 2003, pela primeira vez, uma comissão designada pela SEB apresentou sugestões à Consulta Pública para o aprimoramento da legislação de registro e uso de vários tipos de produtos na agricultura, exercendo assim legítima representatividade de seus pares nessa modalidade de participação nos atos do governo federal.

Todo esse crescimento da Entomologia Agrícola corresponde a uma efetiva participação no setor econômico brasileiro. Embora seja difícil equacionar a real participação da Entomologia Agrícola no contexto econômico (Neves 2005), a adoção de técnicas corretas de controle de pragas agrícolas, decorrentes das pesquisas entomológicas, implica em menores custos para a produção agrícola e melhor qualidade de vida (conservação do ambiente), fatores preponderantes para o desenvolvimento do agronegócio no Brasil.

Agradecimentos. Ao H.N. Oliveira pelas fotos que ilustram a página de rosto deste capítulo.

Referências bibliográficas

Almeida, L.C.; M.M. Dias Filho; E.B. Arrigoni. 2007. Primeira ocorrência de *Telchin licus* (Drury, 1773), a broca gigante da cana-de-açúcar, no Estado de São Paulo. **Revista de Agricultura** 82(2):223-226.

Araújo, E.L., F.A.M. Lima & R.A. Zucchi 2000. Moscas-das-Frutas nos Estados Brasileiros. Rio Grande do Norte, p. 223-226. *In*: A. Malavasi & R.A. Zucchi (eds.). **Moscas-das-frutas de Importância Econômica no Brasil – Conhecimento Básico e Aplicado.** Ed. Holos, 327 p.

Bento, J.M.S. 1999. Perdas por insetos na agricultura. **Ação Ambiental** II, 4: 19-21.

Botelho, P.S.M. & N. Macedo 2002. *Cotesia flavipes* para o controle de *Diatraea saccharalis*, p. 409-425. *In*: J.R.P. Parra; P.S.M. Botelho; B.S. Corrêa-Ferreira & J.M.S. Bento (eds.). **Controle Biológico no Brasil – Parasitódes e Predadores.** Manole, 609 p.

Corrêa-Ferreira, B.S. 2002. *Trissolcus basalis* para o controle de percevejos da soja, p. 449-476. *In*: J.R.P. Parra; P.S.M. Botelho; B.S. Corrêa-Ferreira & J.M.S. Bento (eds.). **Controle Biológico no Brasil – Parasitódes e Predadores.** Manole, 609 p.

Danks, H.V. 1988. Systematics in support of Entomology. **Annual Review of Entomoly** 33: 271-296.

Gallo, D.; O. Nakano; S. Silveira Neto; R.P.L. Lima; G. C. Baptista; E. Berti Filho; J.R.P. Parra; R.A. Zucchi; S.B. Alves; J.D. Vendramim; L.C. Marchini; J.R.S. Lopes & C. Omoto 2002. **Entomologia Agrícola.** Fealq, 920 p.

Gonzáles, D. 1971. Sampling as a basis for pest management strategies, p. 83-101. *In*: Proceedings of the Second Tall Timbers Conference on Ecological Animal Control by Habitat Management, Tallahassee, Florida.

Lamas, G. 1994. A critical review of J.Y. Miller's checklist of the Neotropical Castniidae (Lepidoptera). **Revista peruana de Entomología** 36:73-87.

Lopes, J.R.S.; J.D. Vendramim; C. Omoto; R.C.B. Moraes & S. Silveira Neto 2004. Programa de pós-graduação em Entomologia, p.65-72. *In*: C.G.B. Demétrio & M.L. C. Vieira (eds.). **A Pós-Graduação da ESALQ: 40 anos de história.** Ribeirão Preto: A.S. Pinto, 220p.

Malavasi, A. & R.A. Zucchi 2000. **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil – Conhecimento Básico e Aplicado.** Ed. Holos, 327 p.

Maranhão, Z.C. 1976. **Entomologia Geral.** Livraria Nobel S.A., 314 p.

Monteiro, R.C.; R.A. Zucchi & L.A. Mound 1998. *Thrips tabaci* Lind: é realmente uma praga do algodoeiro no Brasil? **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 27(3): 489-494.

Neves, E.M. 2005. Sustentabilidade da Economia brasileira: o papel da Entomologia. **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 30(3): 3.

Oliveira, M.R.V.; D. Návia; C.C.A. Silva & O.L.R. Silva 2000. Quarentena Vegetal no Brasil: Aspectos gerais, com ênfase nos insetos e ácaros, p. 161-173. *In*: E. F. Vilela; R.A. Zucchi & F. Cantor (eds.). **Histórico e Impacto das Pragas Introduzidas no Brasil.** Ed. Holos, 173 p.

Parra, J.R.P. & R.A. Zucchi 2004. *Trichogramma* in Brazil: feasibility of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology** 33(3): 271-281.

Parra, J.R.P.; H.N. Oliveira & A.S. Pinto (eds.) 2003. **Guia Ilustrado de Pragas e Insetos Benéficos dos Citros.** Piracicaba: A. S. Pinto, 140 p.

Parra, J.R.P.; H.N. Oliveira & A.S. Pinto (eds.) 2005. **Guia Ilustrado de Pragas e Insetos Benéficos do Milho e Sorgo.** Piracicaba: A. S. Pinto, 108 p.

Parra, J.R.P.; P.S.M. Botelho; B.S. Corrêa-Ferreira & J.M.S. Bento (eds.) 2002. **Controle Biológico no Brasil – Parasitódes e Predadores.** Editora Manole, 609 p.

Parra, J.R.P.; J.R.S. Lopes; R.A. Zucchi; J.V.C. Guedes 2005. Biologia de insetos-praga e vetores, p.655-687. *In:* D. de Mattos Jr.; J.D. de Negri; R.M. Pio; J. Pompeu Jr. (eds.). **Citros.** Instituto Agronômico e Fundag, 929 p.

Parra, J.R.P.; J.M.S. Bento; M.S. Garcia; P.T. Yamamoto; E.F. Vilela & W.S. Leal 2004. Development of a control alternative for the citrus fruit borer, *Ecdytolopha aurantiana* (Lepidoptera, Tortricidae): from basic research to grower. **Revista Brasileira de Entomologia** 48(4): 561-567.

Ronchi-Teles, B. & N.M. Silva 1996. Primeiro registro de ocorrência da mosca-do-mediterrâneo, *Ceratitis capitata* (Wied. 1824) (Diptera, Tephritidae), na Amazônia Brasileira. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 25(3): 569-570.

Santos, B. & F. Moscardi 2005. Biofábrica do nucleopoliedrovírus da lagarta-da-soja. **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 30(1): 1.

SEB (Sociedade Entomológica do Brasil) 2006a. Neotropical Entomology <http://www. seb.org.br/neotropical>. Acesso: 20/jul/2006.

SEB (Sociedade Entomológica do Brasil) 2006b. BioAssay <http:www.seb.org.br/ bioassay/>. Acesso: 20/jul/2006.

Silva, O.L.R. 2000. Controle de trânsito de hospedeiros de moscas-das-frutas, p.193-200. *In*: A. Malavasi & R.A. Zucchi (eds.). **Moscas-das-frutas de Importância Econômica no Brasil – Conhecimento Básico e Aplicado.** Ed. Holos, 327 p.

Silva, J.G.; K. Uramoto & A. Malavasi 1998. First record of *Ceratitis capitata* (Diptera, Tephritidae) in the eastern Amazon, Pará, Brazil. **Florida Entomologist** 81(4): 576-577.

Silva, A.G.A.; C.R. Gonçalves; D.M. Galvão; A.J.L. Gonçalves; J. Gomes; M.N. Silva & L. Simoni 1968. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores.** Parte II – 1º. Tomo – Insetos, hospedeiros e inimigos naturais. Min. Agric., Dep. Def. Insp. Agropec., 622 p.

Silveira Neto, S. & J.R.P. Parra 1997. SEB completa 25 anos: um pouco da história da sua fundação. **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 22(1): 1 e 5.

Silveira Neto, S.; R.C.B. Moraes; R.A. Zucchi; A.E.L. Reyes & I. Fonseca 2004. Museu de Entomologia, ESALQ, USP. <http://www.lea.esalq.usp.br/me>.

Vilela E.F.; R.A. Zucchi & F. Cantor 2000. **Histórico e Impacto das Pragas Introduzidas no Brasil.** Holos, 173 p.

Walder, J.M.M. 2000. Técnica do Macho Estéril – Controle Genético, p. 151-158. *In*: A. Malavasi & R.A. Zucchi (eds.). **Moscas-das-frutas de Importância Econômica no Brasil – Conhecimento Básico e Aplicado.** Ed. Holos, 327 p.

Walder, J.M.M. 2005. *Ceratitis capitata* – linhagem Vienna 8 (V8-*tsl*). **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 30(1): 4.

Zucchi, R.A. 1990. A Taxonomia e o Manejo de Pragas, p. 56-69. *In*: W.B. Crocomo (ed.). **Manejo de Pragas.** UNESP, CETESB, 358 p.

Zucchi, R.A. 2002. A Taxonomia e o Controle Biológico de Pragas, p.17-27. *In*: J.R.P. Parra, P.S.M. Botelho, B.S. Corrêa-Ferreira & J.M.S. Bento (eds.). **Controle Biológico no Brasil – Parasitódes e Predadores.** Manole, 609 p.

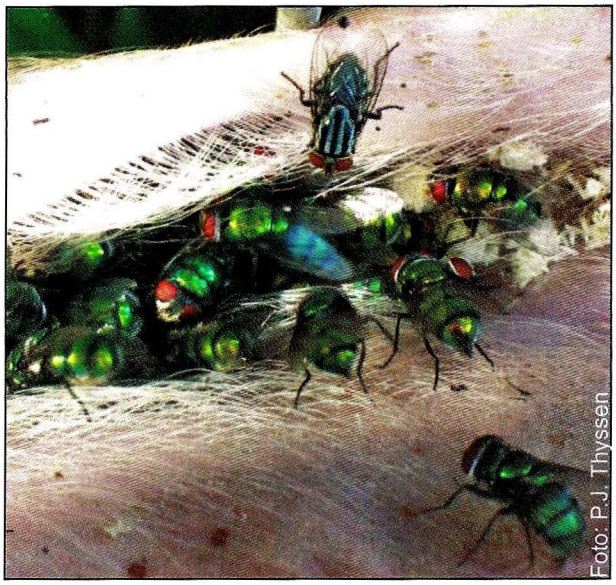
Zucchi, R.A.; S. Silveira Neto & O. Nakano 1993. **Guia de Identificação de Pragas Agrícolas.** Fealq, 139 p.

Capítulo 8

ENTOMOLOGIA FORENSE, MIÍASES E TERAPIA LARVAL

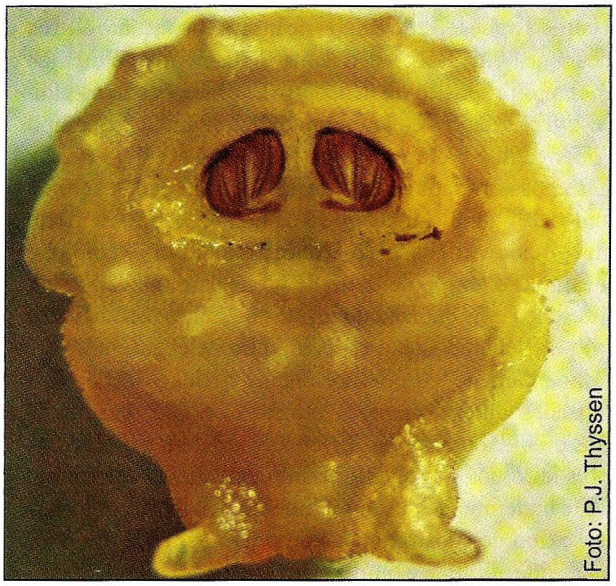
Arício Xavier Linhares
Patrícia Jacqueline Thyssen

Estrutura utilizada em experimentos de entomologia forense



Adultos de moscas colonizando carcaça suína

Estágio de decomposição com colonização massiva



Espiráculo posterior da larva de Sarcophagidae

ENTOMOLOGIA FORENSE, MIÍASES E TERAPIA LARVAL

Arício Xavier Linhares
Patrícia Jacqueline Thyssen

O estudo dos insetos sempre teve grande importância do ponto de vista médico, veterinário ou agrícola, devido ao fato de este grupo estar entre os maiores vetores mecânicos e biológicos de patógenos, tanto para os animais como para as plantas, neste último caso podendo ocasionar grandes perdas econômicas na produção agrária.

Além dos danos causados pelas larvas de certas espécies que infestam os tecidos de vertebrados provocando miíases, podem ser destacados os atuais e crescentes benefícios dos insetos que contribuem com a justiça, quando auxiliam as investigações criminais na determinação do tempo ou causa da morte, ou para o tratamento de feridas de difícil cicatrização, quando se faz o uso de larvas vivas de moscas para esse fim. Esses assuntos e o presente andamento das pesquisas sobre sua importância e aplicação serão abordados mais detalhadamente a seguir.

Entomologia Forense

A entomologia dentro das ciências forenses tem sido definida como a aplicação do estudo de insetos ou mesmo outros artrópodes que, em associação com demais procedimentos periciais, tem o propósito de descobrir informações úteis para uma investigação dentro do âmbito judicial. É um vasto campo no qual interagem a biologia e o sistema legal.

Essa possibilidade existe graças à atratividade exercida pelos tecidos de animais, inclusive o de humanos, após a morte sobre uma grande variedade de inseto. Assim, por exemplo, é possível estimar o tempo de óbito de uma pessoa, levando em conta a presença e frequência de insetos no corpo associados a um estágio de decomposição específico ou detectar em larvas que se alimentam do corpo substâncias tóxicas que podem ter sido usadas anteriormente à morte. Contudo, uma série de estudos e cuidados devem ser observados em especial, no que diz respeito aos aspectos que influenciam ou interferem diretamente no tempo de desenvolvimento dos imaturos que se criam nesse tipo de substrato tais como temperatura, umidade relativa, latitude, altitude e outros (Greenberg & Kunich 2002).

Breve histórico. A investigação de um homicídio por golpes de foice, citado em um livro intitulado *The washing away of wrongs*, do chinês Sung Tz'u, de 1235 (Benecke 2001), foi um dos primeiros relatos sobre o uso de insetos para associar um suspeito com a autoria de um crime. Todos os moradores da aldeia depositaram à sua frente suas foices no solo, mas aquela pertencente ao assassino, provavelmente contendo resíduos de sangue, foi denunciada pela atração exercida às moscas.

Em 1855, o médico francês Bergeret relatou suas conclusões sobre a data de morte de um recém-nascido com base nos insetos e em seu tempo de desenvolvimento no cadáver, absolvendo uma família que encontrou o corpo durante a reforma da residência para a qual tinham se mudado recentemente (Benecke 2001). Entretanto, foi de Mégnin (1894), com a pioneira e uma das mais importantes publicações na área, intitulada *La faune de cadavres*, a responsabilidade de destacar o papel dos insetos no âmbito da medicina legal, ajudando a difundir a entomologia forense como ciência.

No Brasil, Roquete-Pinto (1908) e Freire (1914) foram os primeiros a desenvolver trabalhos nessa área, seguidos por Lüderwaldt em 1911, Mattos em 1919 e Pessoa & Lane em 1941 (Pujol-Luz *et al.* 2008). De 1980 até os dias atuais, um grande número de estudos tem sido realizado usando animais mortos como substrato, considerando aspectos como os processos de decomposição e sucessão ecológica em diferentes ambientes e tamanhos corporais (Monteiro-Filho & Penereiro 1987; Souza & Linhares 1997; Carvalho *et al.* 2000; Carvalho & Linhares 2001; Carvalho *et al.* 2004; Andrade *et al.* 2005; Moretti *et al.* 2008a; Barros *et al.* 2008; Rosa *et al.* 2009; Oliveira & Vasconcelos 2010), biologia, ecologia, comportamento e identificação de espécies necrófagas (Linhares 1981, 1988; Von Zuben *et al.* 1996; Bassanezi *et al.* 1997; Moura *et al.* 1997; Amorim & Ribeiro 2001; Gomes *et al.* 2002; Thyssen *et al.* 2005; Moura *et al.* 2005; Mise *et al.* 2007; Thyssen & Linhares 2007; Ururahy-Rodrigues *et al.* 2008; Moretti *et al.* 2008b; Thyssen 2010) e detecção de substâncias tóxicas e observação de seu efeito no desenvolvimento de larvas de dípteros (Carvalho *et al.*, 2001; Grella *et al.* 2007; Ferrari *et al.* 2008; Oliveira *et al.* 2009; Souza *et al.* 2011). Autores como Oliveira-Costa & Mello-Patiu (2004) e Pujol-Luz *et al.* (2006) figuram entre os primeiros no Brasil a aplicarem a entomologia forense na prática pericial para solucionar questões a respeito do tempo e causa de morte.

Aplicações da Entomologia Forense. Nuorteva (1977), Keh (1985), Smith (1986), Catts & Haskell (1990), Catts & Goff (1992), Benecke & Lessig (2001) e Byrd & Castner (2001) enumeraram como de maior relevância os seguintes aspectos: a determinação do intervalo pós-morte (IPM); considerações sobre o local, modo ou causa da morte; movimentação do cadáver; a associação ou envolvimento de suspeitos com o delito; investigação de substâncias tóxicas; casos envolvendo possível morte súbita ou acidentes de trânsito sem razão conhecida; negligências ou maus tratos no cuidado de crianças, idosos ou incapacitados; e identificação de suspeitos ou vítimas.

Na literatura, há uma série de relatos demonstrando situações nas quais as evidências entomológicas podem ser usadas, por exemplo, para provar falta de cuidados em casas de repouso e asilos (Benecke & Lessig 2001), ou quando a mera presença de vespas e abelhas dentro de um automóvel ocupado apenas pelo motorista dá margem à resolução de casos de acidentes de trânsito onde, a princípio, a morte não tem causa conhecida (Catts & Haskell 1990).

Os insetos ou parte do corpo deles, juntamente com o conhecimento de sua distribuição geográfica, são muito úteis na determinação do deslocamento do corpo depois que a morte ocorreu, já que o transporte do corpo do local onde ocorreu o óbito frequentemente resulta na condução da fauna adquirida no mesmo local. Assim, a discrepância entre a composição de insetos presentes no corpo e a composição de espécies situadas na região geográfica onde o corpo foi descoberto fornece evidências de que a vítima foi deslocada.

Baratas, formigas ou outros insetos podem espalhar marcas de sangue pelo ambiente criando artefatos e confundindo a cena do crime (Brown *et al.* 2001). Algumas espécies de moscas podem ainda alimentar-se de sangue fresco e regurgitá-lo posteriormente em outros locais, dificultando a interpretação da perícia (Benecke & Barksdale 2003).

O isolamento, a amplificação e a caracterização de material genético humano encontrado no trato digestivo de insetos hematófagos ou necrófagos podem prover presumida associação entre uma larva e um corpo em casos onde há dúvidas se os imaturos usados pelo perito entomologista realmente se alimentaram e se desenvolveram naquele substrato, auxiliar no processo de determinação da identidade ou do sexo da vítima ou, ainda, da identidade ou na busca do perfil genético de suspeitos de estupro e assassinato, este último bem exemplificado por Repogle *et al.* (1994), que o fez através do exame de excretas de piolhos adultos coletados do corpo de uma vítima.

Estimativa do Intervalo Pós-Morte (IPM). Rotineiramente na prática legal, o IPM pode ser estimado pela observação da evolução dos fenômenos cadavéricos, como a evaporação tegumentar, o *livor mortis*, o *algor mortis* (resfriamento corporal) e o *rigor mortis* (rigidez cadavérica), entre outros meios (Campobasso & Introna 2001). Quando um corpo é encontrado a partir de 72 horas, algumas semanas, meses ou mesmo anos após a morte, a temperatura do corpo e as demais condições citadas acima não são mais tão apropriadas para avaliar o tempo de óbito. Desse modo, Catts (1992) sugere que os insetos, quando presentes, podem fornecer indicações do IPM por duas vias. A primeira, denominada de cálculo do Limite Máximo e inicialmente proposta por Mégnin (1894), é baseado na presença e frequência de insetos no corpo em um dado momento, associando certas espécies a determinadas fases do processo de decomposição de um corpo. A segunda metodologia, denominada de cálculo do Limite Mínimo, que tem sido a mais usada, baseia-se no conhecimento do ciclo de vida do inseto, ou seja, corresponde ao cálculo da idade de larvas que se criaram nos corpos e ainda não o abandonaram para iniciar a empupação.

Seja qual for a metodologia escolhida, dentre as mais apropriadas para cada caso, deve ser sempre considerada a influência que os fatores ambientais (temperatura, umidade relativa, latitude e altitude) exercem sobre os processos fisiológicos dos insetos e consequentes alterações em suas taxas de desenvolvimento ovariano, fertilidade, sobrevivência e mortalidade. Outros fatores, como a densidade larval, competição entre espécies, presença de substâncias tóxicas ou mesmo de tecidos que sofreram algum tipo de diferenciação, também devem ser observados, pois ocasionalmente interferem no desenvolvimento, tamanho e peso das espécies relacionadas (Von Zuben *et al.* 2000; Carvalho & Linhares 2007). Por isso, convém ao entomologista forense não dispensar atenção especial à coleta e ao registro do maior número de informações sobre as condições as quais os insetos estavam sujeitos e sobre o local em que o corpo foi encontrado.

A identificação taxonômica é primordial para dar andamento a qualquer procedimento em Entomologia Forense, de maneira que precisa ser criteriosa. A elevada diversidade de grupos que exploram o recurso em decomposição, minúsculas diferenças morfológicas entre algumas espécies e exemplares danificados ou mal preservados podem impossibilitar o processo de identificação, mesmo para especialistas. As primeiras fases do estágio imaturo, como o ovo ou a larva de primeiro estádio, não fornecem características muito definidas para um diagnóstico seguro. Nessas situações, a manutenção do imaturo até alcançar o estágio adulto, que tem um número maior de características descritas para definição da espécie, pode ser uma alternativa mais viável, ainda que tome tempo. É impraticável apenas em casos onde só há espécimes mortos.

Tendo em vista tais dificuldades, o mais recomendável seria que o perito criminal obtivesse um treinamento específico para coletar adequadamente os exemplares de insetos, quando presentes em um corpo, mantendo-os vivos e/ou bem preservados, já que, em várias ocasiões, o perito de local não realiza pessoalmente o exame do material que coletou, mas o envia para um laboratório especializado que conte com equipamentos, pessoal e infraestrutura para a escolha da técnica de análise mais adequada para o material enviado. É importante salientar que o bom nível do resultado obtido para a justiça depende não apenas da escolha e boa aplicação das técnicas selecionadas, mas da integração entre os peritos de local e de laboratório.

Como em qualquer área técnica, a Entomologia Forense exige uma série de procedimentos padronizados, que podem variar para cada tipo de organismo e de acordo com o objetivo da perícia. Assim, o cuidado com as amostras é necessário

para manter a cadeia de custódia, que se refere ao conjunto de procedimentos necessários e suficientes para garantir a integridade e a identidade das provas.

O exame morfológico ainda é o procedimento padrão para a identificação da maioria das espécies de insetos. Quando não é possível devido aos aspectos já mencionados, o uso de outras ferramentas como a análise molecular pode ser de grande valia. Desde 1994, muitos protocolos no mundo todo têm sido estabelecidos para a identificação de um grande número de espécies necrófagas que reconhecidamente auxiliam na estimativa do IPM. No Brasil, os trabalhos nesta linha já foram iniciados (Thyssen *et al.* 2005) e mais publicações testando novas metodologias e diferentes abordagens como a proposta denominada por Herbert *et al.* (2003) de *DNA Barcode* devem surgir em breve.

Decomposição e sucessão ecológica. A decomposição como parte integrante do ciclo da natureza consiste, sobretudo, na degradação metabólica da matéria orgânica em compostos orgânicos e inorgânicos simples, com consequente liberação de energia. É efetuada primeiramente pela ação de organismos como fungos e bactérias e, em seguida, por uma série de artrópodes, entre os quais predominam os insetos. Do ponto de vista ecológico, ganham importância os inúmeros tipos de interações intra- e interespecíficas existentes e observados no substrato.

Embora seja efêmero, o processo é contínuo e ocorrem várias transformações de natureza química e física durante a decomposição, de modo que tais alterações podem ser usadas para dividir e classificar o processo em fases, tendo como objetivo principal facilitar o seu estudo e propiciar um melhor entendimento da dinâmica das comunidades de organismos que exploram esse recurso, de acordo com as características físico-químicas específicas de cada etapa.

O número de estágios ou etapas e o tempo de duração de cada fase variam consideravelmente sob a influência dos fatores climáticos e sazonais (Bornemissza 1957). Em trabalhos realizados com carcaças de animais em decomposição na região de Campinas, Estado de São Paulo, os estágios que mais se assemelharam às condições climáticas locais foram os propostos por Bornemissza (1957), os quais são classificados como: estágio de *decomposição inicial* (ou carcaça recente), de *putrefação* (ou inchaço), de *putrefação escura* (ou decomposição ativa), de *fermentação* (ou decomposição avançada) e o *seco* (ou final, com restos de esqueleto).

A mudança física e química contínua durante o processo de decomposição contribui com a alteração do substrato, de tal maneira que sua adequação para colonização por diversos organismos também muda. A partir disso, é estabelecido o processo de sucessão ecológica, que pode ser definido como o acréscimo ou substituição sequencial de espécies em uma comunidade, acompanhada de alterações na abundância relativa das espécies presentes, de interações de competição e coexistência populacional, resultando na modificação abrupta ou gradual da comunidade. Muito embora o ambiente físico determine o padrão e a velocidade das mudanças observadas, ou mesmo limite à extensão de tais ocorrências, não é censurável inferir que parte desse processo também seja controlado pela comunidade decompositora.

Fauna decompositora. De um modo geral, o conceito de fauna decompositora inclui todo animal que participa do processo de destruição do corpo em qualquer fase do período transformativo do cadáver, a partir da decomposição da matéria orgânica, criando condições propícias para seu desenvolvimento e proliferação.

Dentre os organismos conhecidos como decomponentes, redutores ou saprófitos, pode-se encontrar uma grande diversidade de bactérias, fungos, invertebrados e vertebrados de pequeno ou grande porte, tais como roedores, carnívoros, marsupiais e algumas aves. De forma independente, usam o substrato de três formas distintas: (1) decompõem o substrato diretamente para obter energia para seu crescimento ou desenvolvimento; (2) predam outros organismos ou utilizam seus excrementos; ou (3) o substrato torna-se simplesmente um sítio de fixação, enquanto obtêm suas necessidades nutricionais do meio que os cercam. Algumas espécies de dípteros e coleópteros também podem valer-se do calor emanado durante o processo de decomposição para incubar seus ovos.

A partir desse conhecimento, a comunidade de invertebrados pode ser agrupada em quatro categorias ecológicas, assim reconhecidas: espécies necrófagas; espécies predadoras e/ou parasitoides das espécies necrófagas; espécies onívoras; e eventuais ou acidentais (Smith 1986).

Os himenópteros, incluindo os sociais, a princípio não têm grande valor para o cálculo da estimativa do IPM. Seus representantes mais encontrados nos restos de decomposição são vespas e formigas, que predam larvas e adultos de dípteros ou, no caso de parasitoides, atacam larvas e pupas de dípteros. Goff & Win (1997) ilustram um caso interessante sobre o uso de insetos sociais em uma investigação forense, no qual foi possível estimar o IPM de um corpo encontrado em avançado estágio de putrefação através do intervalo mínimo requerido para o estabelecimento de uma colônia de formigas bem estruturada, observando o número de castas presentes. Moretti *et al.* (2008b) em seu estudo sobre o comportamento necrofágico de *Agelaia pallipes* sugerem que a carcaça, por ser uma importante fonte de proteína e outros nutrientes, pode ser rapidamente reduzida por vespas que retiram pequenos pedaços para transportá-los aos seus ninhos, não devendo ser negligenciado o conhecimento do papel ecológico de todas as espécies dentro do processo de decomposição.

Cálculo do IPM pelos métodos entomológicos. A estimativa do *Limite Máximo* é estabelecida a partir da coleta dos espécimes e da análise de seu padrão de sucessão no corpo em decomposição, correlacionada às condições ambientais do local onde o corpo foi encontrado, assim como a fase de decomposição na qual se encontra. Outros parâmetros que eventualmente possam impedir ou retardar o acesso e a colonização dos insetos também devem ser considerados. A grande desvantagem desse método diz respeito a sua aplicabilidade, já que cadáveres em avançado estágio de decomposição estão expostos a fatores ambientais altamente variáveis e imprevisíveis, gerando observações por vezes tão restritas que impedem a criação de medidas que possam ser mensuráveis para inferir uma padronização da fauna associada ao substrato.

Ainda na tentativa de padronizar o processo de sucessão, Oliveira-Costa (2003) desenvolveu uma metodologia que não leva em consideração as diferentes fases da decomposição, mas sim *unidades de tempo-específico* (UT), onde as unidades amostrais relativas a uma UT equivalem ao intervalo de chegada de um determinado número ou grupo de espécies ao corpo, obtidas através de *x* observações realizadas em trabalhos de campos anteriores, considerando o mesmo tipo de substrato e ambiente de exposição.

A estimativa do *Limite Mínimo* é estabelecida a partir do cálculo da idade do inseto coletado em um corpo, podendo levar em conta seu comprimento total ou sua massa corpórea. No caso do comprimento, algumas variações podem tornar essa medida imprecisa, como, por exemplo, o encurtamento e a desidratação sofridos pelo imaturo ao se aproximar da empupação, limitação de recursos alimentares e competição durante seu desenvolvimento. Por essa razão, o método mais recomendado é o que utiliza conceitos de desenvolvimento dependente da temperatura, expresso em unidades de tempo, denominado *graus-dias* ou *graus-horas acumuladas*. Esse modelo tem sido usado para prever o tempo de aplicação de inseticidas no controle de pragas agrícolas e, na área forense, pode ser aplicado para estimar a idade de larvas levando em conta fatores, como a temperatura, que exercem influência sobre o seu desenvolvimento (Greenberg & Kunich 2002).

Modelos de regressão também podem ser usados para explicar e estimar o desenvolvimento e a idade de imaturos, apresentando um melhor ajuste e precisão em relação ao comportamento biológico de determinadas espécies e aos modelos anteriores. A única desvantagem é que esse modelo só pode ser calculado a partir de informações sobre o desenvolvimento completo do estágio imaturo e, nesse caso, os espécimes teriam de ser coletados vivos e mantidos em laboratório para obtenção da curva de crescimento. Para amostras que não estão mais vivas, o mais recomendado é o modelo de graus-horas acumuladas, que estima a idade levando em conta outros parâmetros, como o peso associado ao acúmulo térmico requerido pelo inseto para completar determinada etapa de seu ciclo.

Entomotoxicologia. Para a estimativa de um IPM mais preciso, necessariamente deve-se levar em consideração: (1) a identificação correta das diferentes espécies presentes em um corpo; (2) a biologia, ecologia e distribuição geográfica inerente a cada espécie, de onde podemos extrair observações e conclusões a respeito da sucessão de insetos nos cadáveres ou acerca de sua idade – comportamentos como a dispersão dos imaturos, ao abandonarem o corpo após seu último período de alimentação na forma larval para empupar, é um bom exemplo de erros que podem ser cometidos no cálculo da estimativa do IPM quando não observada a existência de pupas localizadas a distâncias variáveis que representam as larvas mais velhas que colonizaram um corpo (Von Zuben 2001); e (3) as substâncias que eventualmente podem estar presentes no corpo e que por ventura alteram a taxa de desenvolvimento larval – exigindo uma análise toxicológica da amostra para não incorrer em erros quanto à real idade do inseto.

A Entomotoxicologia, um campo relativamente recente dentro da Entomologia Forense, consiste na análise da interferência de substâncias tóxicas sobre a biologia de insetos que se alimentam de corpos, assim como na detecção de tais compostos para identificar drogas ou toxinas presentes em tecidos de vítimas que tenham vindo a óbito por overdose (Introna *et al.* 2001). Isto é especialmente útil quando não é possível coletar amostras de tecidos, sangue ou urina de cadáveres, quando esses estão esqueletizados ou em estado avançado de putrefação, os insetos servindo como alternativa segura para tais análises (Pien *et al.* 2004).

As larvas são relativamente fáceis de serem coletadas e mantidas em laboratório e também podem possuir menos contaminantes que alguns tecidos normalmente usados para análise toxicológica (Carvalho *et al.* 2001). No entanto, em alguns casos, a utilização de insetos para análise toxicológica quantitativa pode não ser uma ferramenta confiável, pois existe uma série de fatores que influenciam na concentração da substância, tais como a redistribuição pós-morte das drogas no corpo, a estabilidade das drogas nos restos humanos, especialmente de onde as larvas são retiradas, e a farmacocinética de cada substância considerada, tanto no homem quanto nos imaturos (Tracqui *et al.* 2004). Também é válido ressaltar que a não detecção de uma substância em larvas que se alimentam de tecidos não implica necessariamente sua ausência na fonte alimentar, mas é importante para verificar se o desenvolvimento do inseto seguiu um caminho regular ou não.

Para a detecção de substâncias tóxicas em insetos, têm sido utilizados os mais variados procedimentos, desde rádio-imunoensaio e técnicas de imuno-histoquímica, até formas avançadas de cromatografia por gás, de camada delgada, líquida de alta pressão e gasosa com espectrometria de massa (Introna *et al.* 2001).

Nos últimos anos, o número de novos usuários de substâncias ilícitas tem aumentado de forma significativa em todo o mundo, principalmente de agentes estimulantes ou alucinógenos. Paralelamente, tem se elevado também o número de óbitos em decorrência do abuso relacionado ao consumo de tóxicos. Desse modo, muitas pesquisas têm sido feitas sobre os efeitos de diversas substâncias, tanto lícitas quanto drogas de abuso, no desenvolvimento larval de diferentes espécies de importância forense, incluindo a padronização de métodos mais sensíveis para detecção e quantificação das drogas em insetos.

A integração entre a entomologia forense e a instituição policial ainda esteja em fase inicial em nosso país e estudos que enfoquem a obtenção de dados e variáveis sobre a entomofauna necrófaga são de grande importância para que formar um banco de dados extenso e, assim, auxiliar de forma rápida e segura investigações em qualquer nível e âmbito judicial.

Miíases

As miíases correspondem à infestação de larvas de dípteros – vulgarmente conhecidos como vermes, bigatos ou corós – em vertebrados e que, pelo menos por um período, alimentam-se dos tecidos vivos ou mortos do hospedeiro, de suas substâncias corporais líquidas ou do alimento por ele ingerido. Miíase, que em grego quer dizer *doença da mosca*, é mais popularmente conhecida como *bicheira*, *doença-da-varejeira* ou *berne*.

As espécies para serem consideradas causadoras de miíases devem completar seu ciclo ou pelo menos parte do seu desenvolvimento normal dentro ou sobre o corpo de um

hospedeiro vertebrado. As miíases têm ampla distribuição geográfica e, apesar de a incidência não ser muito grande, em algumas regiões podem provocar sérios danos aos hospedeiros. O registro de vertebrados parasitados, seja em ambiente doméstico ou silvestre, é bastante numeroso, entre os quais encontram-se anfíbios, répteis, aves e mamíferos.

Classificação das miíases. As várias formas de miíases podem ser classificadas sob dois pontos de vista: entomológico ou clínico. Entomologicamente, a classificação proposta por Patton (1921), tendo em vista o ciclo biológico das moscas e o tipo de relação parasita-hospedeiro, é dividida em três grupos:

(1) *Dípteros cujas larvas provocam miíases primárias, obrigatórias ou específicas.* Desenvolvem-se exclusivamente dentro ou sobre o corpo de um hospedeiro, alimentando-se de tecido vivo, muitas vezes apresentando grande grau de especificidade. São parasitas obrigatórios e seu ciclo pode ser aberrante em um hospedeiro não habitual. Calliphoridae, Chloropidae, Muscidae, Sarcophagidae e Oestridae são famílias com espécies eventualmente envolvidas;

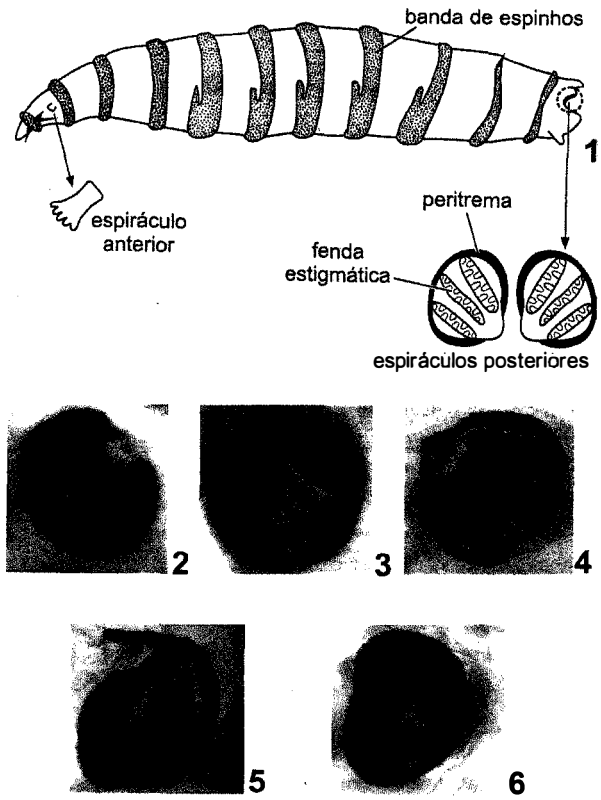
(2) *Dípteros cujas larvas provocam miíases secundárias, facultativas, semiespecíficas ou ocasionais.* Desenvolvem-se habitualmente em substâncias orgânicas em decomposição (animal ou vegetal), eventualmente podendo alimentar-se de tecidos necrosados em hospedeiros vivos, motivo pelo qual são consideradas parasitas facultativos (Fig. 8.11). São atraídas por sangue, odores fétidos, feridas pré-existentes ou úlceras. Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae são famílias com espécies eventualmente envolvidas;

(3) *Dípteros cujas larvas podem provocar pseudomiíases ou miíases acidentais.* Casos assim podem ocorrer quando ovos ou larvas são ingeridos acidentalmente junto com alimentos ou bebidas e passam pelo tubo digestivo, podendo ou não sobreviver, mas causando distúrbios de certa gravidade. Eventualmente, massas de ovos também podem ser levadas em direção a feridas traumáticas, boca, nariz, orelhas, olhos, aparelho urogenital ou reto, onde as larvas jovens podem penetrar mais profundamente. Anisopodidae, Calliphoridae, Drosophilidae, Ephydridae, Fanniidae, Muscidae, Piophilidae, Phoridae, Psychodidae, Sarcophagidae, Scenopinidae, Sepsidae, Sphaeroceridae, Stratiomyidae, Syrphidae, Tachinidae, Tephritidae e Tipulidae são as principais famílias, cuja alguma espécie tenha sido implicada, embora nestes casos não haja uma lista limite dada as condições oportunistas para que o fato ocorra.

Zumpt (1965) propõe outra forma de classificação, agrupando as moscas de acordo com a origem e evolução de características comportamentais das larvas. Originalmente, as larvas dessas moscas teriam sido todas saprofágicas e, a partir dessa condição original, poderiam ter evoluído em duas direções:

(1) *Linha saprofágica.* Espécies que a princípio se alimentavam somente de matéria orgânica em decomposição passaram a ser atraídas também por tecidos de animais, depositando seus ovos sobre feridas necrosadas de animais vivos, produzindo, desse modo, as *miíases secundárias.* Algumas dessas espécies, que adquiriram a capacidade de invadir tecidos vivos, produzem as denominadas *miíases primárias.* No último caso, as larvas não têm capacidade de penetrar em tecidos íntegros e uma lesão inicial (trauma) se faz necessária para que ocorra a infestação, por isso essa miíase também é conhecida como *traumática*;

(2) *Linha sanguinívora* (ou hematófaga). Provavelmente por escassez de alimento, as larvas de moscas saprofágicas eventualmente se tornaram predadoras facultativas de outras larvas, sendo também capazes de furar o tegumento e de sugar o conteúdo corpóreo de outras larvas. Subsequentemente, teriam passado a perfurar a pele de aves e mamíferos para sugar sangue. Capacitadas a penetrar através da pele e alojar-se no tecido subcutâneo do hospedeiro, tornaram-se parasitas obrigatórios. Nesse caso, o processo pode iniciar-se sem que haja a existência de uma lesão prévia no tegumento. Tais miíases chamadas de *furunculares* são todas *primárias*, ou *obrigatórias.*



Figuras 8.1-6. Larva de Diptera e espiráculos posteriores. **1**, desenho esquemático de uma larva com detalhamento do espiráculo anterior e posterior; **2-5**, espiráculo posterior de Calliphoridae; **2**, *Chrysomya albiceps* (Wiedemann); **3**, *C. putoria*(Wiedemann); **4**, *Lucilia eximia* (Wiedemann);**5**, Sarcophagidae; **6**, Muscidae.

Clinicamente, as várias classificações têm como base a localização da infestação dos parasitas no corpo do hospedeiro. Desse ponto de vista, há dois tipos de classificações: a primeira, contendo dois grupos: cutâneas e orgânicas, cada qual com suas subdivisões; e a segunda, composta por vários grupos: cutâneas, subcutâneas, cavitárias, oculares, anais, vaginais etc. Há muitas controvérsias sobre as classificações que agrupam espécies biologicamente distintas, por não levarem em conta o diagnóstico da espécie incriminada.

Atualmente, a classificação baseada em critérios biológicos e entomológicos tem sido a mais utilizada na área de

pesquisa por fornecer melhores subsídios para a compreensão da biologia e da dinâmica populacional destas moscas visando medidas de controle e prevenção.

Importância. Certas miíases são gravíssimas, em especial as obrigatórias. Paradoxalmente, a presença de larvas de algumas moscas em feridas pode ser por vezes benéfica. Isso foi constatado nos séculos XVI e, depois XIX e XX, observando-se uma rápida cicatrização de feridas traumáticas e formação de escaras menos desfiguradas, inclusive em casos de osteomielite crônica, quando larvas estavam presentes eliminando os tecidos necrosados. A descoberta de antibióticos no curso da Segunda Guerra Mundial deixou essa prática em desuso, embora hoje a terapêutica larvária tenha sido retomada e indicada nos casos em que os antibióticos são ineficazes e a cirurgia impraticável.

A dispersão de agentes causadores de miíases pelos meios modernos de transporte mundiais também é um problema permanente, mais comum junto a gêneros alimentícios e raramente através do deslocamento do hospedeiro. É o caso do gênero *Chrysomya* Robineau-Desvoidy, que era limitado ao Velho Mundo em áreas tropicais, subtropicais e mediterrâneos. Durante a década de 1970, quatro espécies foram introduzidas e se estabeleceram no Novo Mundo (Guimarães *et al.* 1978).

No ciclo de desenvolvimento das moscas, que sofrem metamorfose completa, somente a fase larvária é parasita. O diagnóstico ou identificação mais específicos de espécimes imaturos podem ser feitos por chaves taxonômicas existentes na literatura. O mais indicado para esse fim é o uso de larvas de último estádio, visto que estruturas como os espiráculos ou placas respiratórias posteriores, encontrados no último segmento, já estão completamente desenvolvidos e são a base para alcançar a identificação no nível de família ou espécie (Figs. 8.1-6).

Principais agentes causadores de miíases. Dentre mais de uma dezena de famílias de dípteros podemos destacar: Calliphoridae, Drosophilidae, Fanniidae, Muscidae, Oestridae, Piophilidae, Psychodidae e Sarcophagidae. Abaixo, seguem-se descrições das características gerais, biologia e ecologia de membros dessas famílias, enfatizando a importância médica e econômica das espécies presentes na nossa região. A consulta de obras como as de Zumpt (1965) e Guimarães & Papavero (1999), complementam as informações sobre espécies que acometem hospedeiros em ambientes silvestres, de interesse veterinário e sobre as que são provenientes de demais localizações geográficas.

Calliphoridae. Contém diversos gêneros com numerosas espécies que podem estar envolvidas com miíases, embora nem todas sendo obrigatórias. As subfamílias Calliphorinae e Chrysomyinae são as de maior importância. Os adultos de Calliphorinae têm as cerdas bem desenvolvidas no mesonoto, duas cerdas notopleurais e uma esternopleural; os de Chrysomyinae têm numerosas cerdas, mas pouco desenvolvidas. Ainda em relação a Chrysomyinae, alguns imaturos chamam a atenção pelas bandas de espinhos evidentes que circundam o corpo, conferindo-lhes um contorno ondulado, de onde deriva o nome comum em inglês "screw worm" (bicheira, em português). Os gêneros neotropicais de maior importância são *Chrysomya, Cochliomyia* Townsend, *Lucilia Robineau*-Desvoidy e *Calliphora Robineau*-Desvoidy.

Chrysomya. Moscas robustas, de colorido metálico verde ou azul intenso, com faixas escuras horizontais no mesonoto. As espécies mais conhecidas no continente americano são *C. albiceps* (Wiedemann), *C. megacephala* (Fabricius), *C. putoria* (Wiedemann) e *C. rufifacies* (Macquart). As três primeiras são encontradas no Brasil associadas à matéria orgânica e a corpos em decomposição. Somente *C. albiceps* tem sido relatada como agente de miíase facultativa, especialmente em bovinos (Leite *et al.* 1983). Graças à alta capacidade reprodutiva e agressividade das larvas dessas espécies, suplantaram em muito outras espécies nativas, especialmente *Cochliomyia* e *Lucilia. Chrysomya albiceps* distribui-se também nas regiões Paleártica e Afrotropical, *C. megacephala* nas Afrotropical, Australiana e Oriental, e *C. putoria* é comum na África como mosca de mercado, onde pode ovipor em carne.

As fêmeas de espécimes deste gênero são atraídas a feridas, onde fazem a oviposição e os ovos (em torno de 100-250) são depositados, preferencialmente, sobre o lado seco. A fêmea é autogênica, desenvolvendo o primeiro lote de ovos sem uma refeição protéica; o macho não tem atratividade por proteínas. A oviposição ocorre, em geral, no período da tarde antes do crepúsculo, para emergir de 12-16 horas depois. O momento e a localização da oviposição permitem que o desenvolvimento do ovo possa ocorrer em horas de escuridão, pois quando expostos a mais de duas horas à radiação solar sofrem alta mortalidade. São depositados em grandes quantidades formando uma "massa" ou "placa", o que garante proteção interna aos ovos.

As larvas inicialmente se alimentam de sangue, soro e, com auxílio de seus ganchos bucais, também de tecidos lacerados. Permanecem sempre em grupos e penetram profundamente (aproximadamente 100 mm) dentro do tecido do hospedeiro, causando destruição considerável. Usualmente, várias fêmeas ovipõem no mesmo local, atraídas por feromônios expelidos pela primeira fêmea ovipositora e, por isso, muitas larvas podem ser encontradas em uma mesma ferida. As larvas desenvolvem-se entre 6 e8 dias, saindo do hospedeiro no terceiro estádio larval e empupando no chão, em um período que pode se estender entre 8-10 dias.

Cochliomyia. Adultos possuem cor verde, com reflexos azuis metálicos em todo o tórax e abdômen, e faixas verticais escuras que cruzam o mesonoto. As espécies mais conhecidas são *C. hominivorax* (Coquerrel) e *C. macellaria* (Fabricius). A primeira é encontrada desde os Estados Unidos até o sul do Brasil e a segunda, do sul do Canadá ao Chile e Argentina e de tamanho um pouco menor. *C. hominivorax* é a mais importante espécie causadora de miíase obrigatória do tipo traumático, causando extensos prejuízos econômicos em animais domésticos por conta de alguns casos de evolução fatal. *C. macellaria* causa miíase secundária.

Em geral, as fêmeas acasalam somente uma vez e, após o período pré-ovipositório de 5 a10 dias, depositam cerca de 300 ovos a cada ciclo ovariano. Sua atividade é reduzida pelo calor, condições secas e ventos fortes. Obtém proteína para o desenvolvimento ovariano através de feridas, excrementos ou carne fresca.

Cochliomyia hominivorax é ativa o ano todo, circulando em áreas com temperatura acima de 16°C e com ampla dispersão no verão. Foi o primeiro inseto a ser controlado e erradicado por meio da *liberação de machos estéreis*, proposto por Knipling (1955), que consiste em soltar moscas estéreis em números que possam submergir a população selvagem sem, no entanto, reduzir sua habilidade para competir com machos normais selvagens. A principal demonstração foi feita em Curaçao, nas Antilhas holandesas, com um notável sucesso.

Cochliomyia hominivorax coloca seus ovos em grandes quantidades na superfície de feridas, cavidades do corpo, atraídas por odores fortes e excreções. Não ovipõe em tecidos necrosados ou corpos em decomposição, como *C. macellaria*. As larvas emergem entre 11 e 21 horas, enfileiram-se com os espiráculos posteriores expostos e alimentam-se vorazmente. Em alguns casos, as larvas penetram profundamente pelo corpo, causando lesões extensas e sérias. Desenvolvem-se entre 4 e8 dias, saindo do hospedeiro espontaneamente pela manhã e empupando na superfície do solo, emergindo adultos logo ao amanhecer.

A principal diferença entre larvas de *C. hominivorax* e *C. macellaria*, além do comprimento e da pigmentação dos troncos traqueais, está ligada ao comportamento dos adultos: a primeira espécie é encontrada somente em tecidos vivos, enquanto a segunda em tecidos necrosados.

Lucilia (= *Phaenicia*). Adultos são de colorido metálico verde ou azul intenso, algumas vezes com reflexos acobreados e com numerosas cerdas no tórax. As espécies neotropicais mais conhecidas são *Lucilia cuprina* (Wiedemann), *L. eximia* (Wiedemann) e *L. sericata* (Meigen), as quais podem ser encontradas em outras regiões geográficas e somente as duas primeiras são vistas no Brasil.

A maioria delas é necrobiontófaga, isto é, alimenta-se de material em decomposição e, em geral, invadem tecidos com necrose já instalada. Como mencionado anteriormente, o número de espécimes que completam seu desenvolvimento usando o recurso protéico contido em carcaças é muito baixo, atribuído a competição com outras varejeiras. No Brasil, raramente são agentes primários de miíases e os escassos relatos mostram o envolvimento apenas com animais domésticos, tais como gato, cachorro e coelho (Moretti & Thyssen 2006).

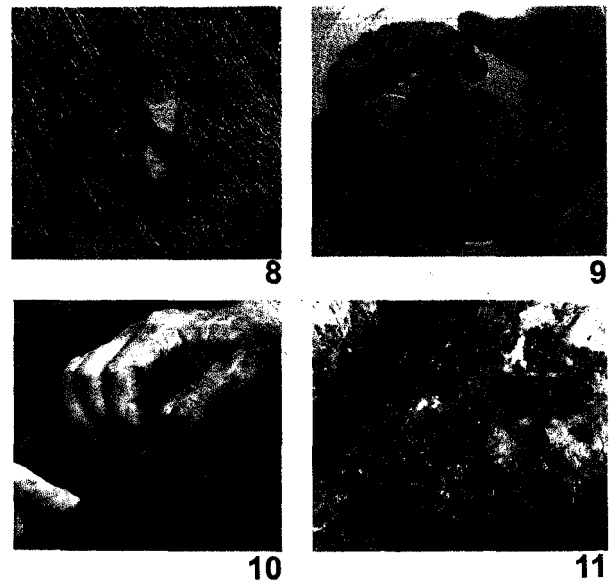
Figura 8.7. Foto de adulto de *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr.) carregando seus ovos na parte lateral do abdômen.

As fêmeas também necessitam de suplementação protéica na alimentação para que completem o seu desenvolvimento ovariano. Mostrando atividade diurna, colocam entre 100-300 ovos, dependendo do tamanho da fêmea. Sua orientação até os locais de oviposição envolve estímulos visuais, olfatórios e gustatórios. A fêmea explora os locais potenciais para ovipor usando a probóscide e o ovipositor, e então se arrasta ao contrário empurrando-o profundamente contra os tecidos. Há receptores táteis no ovipositor e este processo é repetido antes de cada ovo ser depositado.

As larvas que emergem dos ovos são muito susceptíveis à dissecação, por isso aprofundam-se no substrato. Em tecidos vivos, permanecem abaixo da pele para alimentar-se no exsudato rico em proteína produzido pela pele irritada, podendo causar extensas lesões. No terceiro estádio, a larva sai do hospedeiro e enterra-se no solo para empupar à profundidade de 10-20 mm. O ciclo completo de ovo até adulto pode levar de 15 a 20 dias.

Calliphora. As moscas adultas têm um colorido metálico de verde a azul-escuro no abdômen e com tórax acinzentado. Têm distribuição predominantemente paleártica e, das cinco espécies neotropicais, apenas *Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy pode ser encontrada no sul do Brasil. Normalmente as fêmeas adultas estão associadas a corpos e outros materiais em decomposição. Não há registros de miíases humanas, somente furunculares em animais domésticos na Argentina.

Drosophilidae. Compreende numerosas espécies, sendo a mais conhecida a *Drosophila melanogaster* Meigen, a *mosquinha-da-banana*. Os adultos são atraídos pelos odores de produtos fermentados de frutas, e várias espécies causam incômodos no ambiente doméstico. As fêmeas colocam ovos sobre frutas ou outros vegetais apodrecidos ou bem maduros, guiadas por estí-



Figuras 8.8-11. Fotos de diferentes tipos de miíases. **8**, produzida por larva de *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr.) (berne); **9**, larva de *D. hominis*; **10**, extração mecânica de berne; **11**, quadro de miíase produzido por larvas de outros dípteros (bicheira). Foto: Michelle V. S. Santos.

mulos visuais e olfatórios. Por esse motivo, podem ser agentes casuais de miíases acidentais e ocasionar eventuais problemas intestinais, quando da ingestão de frutas contendo ovos ou larvas.

Fanniidae. São moscas de tamanho pequeno a médio (2-5 mm). As duas espécies mais comuns são *Fannia canicularis* (L.) (um dos menores faniídeos) e *F. scalaris* (mosca-de-latrina). A primeira, que tem distribuição mundial, tem comportamento sinantrópico e endofílico, isto é, está associada ao interior das residências humanas, enquanto que a segunda é sinantrópica exofílica por ser encontrada somente no exterior das residências, com distribuição restrita a regiões de clima temperado. Os adultos são mais abundantes nos meses frios e declinam em número no verão.

As fêmeas ovipõem sobre material animal ou vegetal em decomposição, especialmente fezes. As larvas são achatadas, alongadas anteriormente e com protuberâncias laterais proeminentes (que lembram espinhos) em todos os seus segmentos. Os espiráculos anteriores são proeminentes e os posteriores elevados com três lobos na larva madura. Os pupários têm a mesma morfologia larval.

Fannia canicularis e *F. scalaris* já foram incriminadas como causadoras de miíases intestinais no homem, provavelmente como resultado do consumo de vegetais ou frutas infestadas de ovos ou larvas, provocando náusea, vômitos, diarreia e até mesmo lesões na mucosa. Nesses casos, larvas podem ser expelidas junto às fezes, o que facilita o diagnóstico. Miíases nas regiões nasofaríngeas e urogenitais também já foram documentadas.

Em algumas localidades do Brasil, exemplares de espécies dessa família foram encontrados transportando ovos de *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr.), e têm sido incriminadas como as espécies mais importantes nesse transporte em alguns pontos da região Centro-Oeste (Gomes *et al.* 1998).

Muscidae. Adultos variam entre 3-10 mm de comprimento, coloração muito variável e poucos são metálicos. Os imaturos são encontrados em material orgânico fermentado de origem vegetal ou ainda em excrementos de mamíferos herbívoros e de aves. Neste último caso, podem constituir sérios problemas em granjas devido à alta infestação de adultos que se criam no esterco.

A espécie mais conhecida é a *Musca domestica* L., que está adaptada a viver com o homem, alimentando-se e procriando em seu alimento, lixo orgânico e fezes. A movimentação das moscas entre as fezes e o alimento faz delas importantes transmissoras de patógenos. Quando ocorrem em feridas de estágio avançado, não se alimentam do tecido vivo, mas sim do exsudato. Maior importância lhe pode ser conferida por transportar ovos de *Dermatobia hominis*. Em trabalhos realizados com carcaças de animais em Campinas, foram vistas próximas às regiões anal e intestinal quando o intestino encontrava-se exposto, provavelmente atraídas pelos odores de fermentação, mas não foi relatada a criação de imaturos.

O gênero *Philornis* Meinert é basicamente Neotropical, composto de dezenas de espécies, sendo que duas espécies ocorrem no sul da América do Norte. São primariamente causadoras de miíases furunculares em aves silvestres. No entanto, nenhum caso em humanos ou aves domésticas foi relatado.

Oestridae. Em geral são moscas grandes, robustas, muitas vezes pilosas, com partes bucais vestigiais ou atrofiadas e olhos pequenos, com um grande espaço interocular. Muitos são parasitas essencialmente de derme de várias espécies de roedores, lagomorfos, primatas e alguns outros mamíferos, incluindo o homem e os animais domésticos. Outros podem ser encontrados parasitando regiões cavitárias. As espécies mais conhecidas e importantes estão incluídas em quatro subfamílias: Cuterebrinae, Gasterophilinae, Hypodermatinae e Oestrinae.

Cuterebrinae. Pelo menos dois gêneros, *Dermatobia* Brauer e *Alouattamyia* Townsend, cada um com uma única espécie, têm biologia muito intrigante, além do impacto e importância econômica que pode ser apontado ao primeiro. Os demais gêneros e espécies não têm interesse médico ou econômico.

Dermatobia hominis. É endêmica do continente americano, parasitando em ambiente antrópicos, principalmente bovinos, cães e humanos. Suas larvas (Figs. 8.8-9) são mais conhecidas como "berne" ou "ura" na região amazônica.

Os adultos medem de 15 a 18 mm e não se alimentam. Vivem cerca de 10 dias em florestas, suas bordas ou proximidades. As fêmeas têm um método único de certificar que sua prole alcance um grande número de hospedeiros: usam outros insetos com atividade diurna como carregadores de seus ovos (hábito denominado de foresia) (Fig. 8.7), tais como moscas domésticas, silvestres ou ainda insetos hematófagos. Quando está pronta para ovipor, agarra um inseto com as pernas anteriores, cavalga sobre ele e, assim presa, alça o voo durante o qual deposita seus ovos em número de 15 a 20 no abdômen do outro, ficando solidamente aderidos graças a uma substância especial que os reveste. Após uma semana, a larva (presente no interior do ovo) está pronta para emergir. Quando o inseto carregador pousa sobre um vertebrado para alimentar-se, a larva, estimulada pela temperatura do hospedeiro, sai do interior do ovo para o hospedeiro e, assim, penetra diretamente na pele intacta ou através do orifício deixado pelo seu carregador após a alimentação. A protuberância formada (Fig. 8.8) tem uma abertura através da qual a larva respira e infecções secundárias podem ocorrer. O odor fétido que sai dessa abertura também atrai outros insetos causadores de miíases. Em poucos dias, as lesões furunculosas desenvolvem-se.

A larva tem três estádios morfologicamente diferentes, todos com presença de espinhos: o primeiro tem forma cilíndrica, o segundo é piriforme e o terceiro alongado (Fig. 8.9). As partes bucais são bem desenvolvidas e os espiráculos posteriores são profundamente rebaixados, com três fendas próximas umas das outras. Raramente a larva penetra profundamente dentro dos tecidos e não migra através do corpo do hospedeiro, se bem que foram relatados casos humanos no Brasil com bernes localizados na faringe, cujo mecanismo de transmissão não é conhecido (Linhares 2000). Os locais mais frequentemente atacados são o couro cabeludo (Figs. 8.8, 10), pernas, braços e rosto, embora outras partes do corpo possam ser afetadas. Quando o crescimento está completo, após 40 a 60 dias, a larva adulta (Fig. 8.9) cai no chão para empupar e emergir após aproximadamente 30 dias.

Várias são as formas de tratamento sugeridas para extração do berne (Pessoa & Martins 1974; Linhares 2000),

tendo em comum matar primeiramente a larva, por asfixia, antes de se iniciar a extração com simples compressão digital ou com auxílio de pinça. O berne deve ser retirado íntegro para facilitar a cicatrização.

Alouattamyia baeri (Greene). O adulto é uma mosca grande e escura. A larva é um parasita habitual de macacos, encontrada na região Amazônica. Não se conhece bem o mecanismo de infestação dessa espécie, mas em relatos de casos humanos, suas larvas foram encontradas na faringe, provocando tosse, náusea e forte irritação na garganta. As larvas são grandes, de 15 a 25 mm de comprimento e escuras. Em macacos, formam cistos subcutâneos na região da faringe que se rompem quando o desenvolvimento do imaturo se completa, caindo no chão para empupar.

Gasterophilinae. A fase adulta assemelha-se muito às abelhas, tem vida curta e não se alimenta. As fêmeas depositam seus ovos em geral na parte inferior do lábio de animais, junto ao pelo. Suas larvas são parasitas com partes bucais bem desenvolvidas e os espiráculos posteriores abrem-se em três faixas inclinadas em uma concavidade rasa. Vivem em túneis escavados no tecido subepitelial da mucosa oral ou da língua e, principalmente, no trato alimentar de equídeos. Seu desenvolvimento larval completa-se no estômago ou no intestino e são normalmente expulsas através das fezes após 11 meses, para empupar no solo. *Gasterophilus haemorrhoidalis* (L.) e *G. nasalis* (L.) podem determinar, ainda que raramente, miíases no homem, caracterizando um quadro do tipo *larva migrans* ou dermatose linear (Pessoa & Martins 1974).

Hypodermatinae. Adultos de 13 a 15 mm de comprimento e densamente pilosos, alternando bandas de amarelo pálido e cerdas pretas. Ocorrem principalmente no hemisfério Norte, mas muitos casos de miíases têm sido registrados no sul da África, e na América do Sul, em países como Chile, Uruguai e Venezuela.

São parasitas dermais e acometem em geral bovinos. Os ovos são presos nos pelos do hospedeiro, isolados em *Hypoderma bovis* (L.) e em grupos em *H. lineatum* (Villers). A larva é branca, delgada, com muitos segmentos e partes bucais rudimentares. Ela penetra através da pele, migra através dos tecidos e eventualmente se instala sobre a pele do dorso do hospedeiro, formando um tumor. Após várias semanas, a larva cai no chão. O ciclo de vida total dura aproximadamente um ano.

Embora a incidência seja baixa, infestações humanas são mais frequentes por *H. lineatum* do que por *H. bovis*. Ambas as larvas podem provocar tumores de pele, periodicamente aparecendo abscessos, assim como miíases na região ocular.

Oestrinae. As larvas de *Oestrus ovis* L. e *Rhinoestrus purpureus* (Brauer) são parasitas obrigatórios, vivendo na região nasal, frontal ou no seio maxilar de carneiros, cabras, cavalos e outros animais. As fêmeas são larvíparas. A larva tem partes bucais bem desenvolvidas e os espiráculos posteriores são grandes, com numerosas aberturas pequenas. O ciclo larval dura cerca de 30 a 50 dias e, quando maduras, as larvas caem no solo para empupação. Após aproximadamente 30 dias, emerge o adulto. Apresentam ampla distribuição mundial. No sul do Brasil, *O. ovis* pode ser encontrada nas regiões onde se criam carneiros.

Excepcionalmente podem parasitar o cão e o homem, penetrando no globo ocular, nariz ou boca e provocando forte irritação. Nessas circunstâncias, não se desenvolvem além do primeiro estádio, pois não encontram condições favoráveis para as mudas. Na Europa, é frequente o número de registros em humanos.

Piophilidae. Contém um gênero com muitas espécies e, dentre todas, *Piophila casei* (L.) é a mais conhecida. Amplamente distribuída pela região Holártica e também por muitos locais no hemisfério Sul, suas larvas podem ser encontradas desenvolvendo-se em queijos, bacon, presuntos e produtos similares. No Brasil, também há registros dessa espécie associada a carcaças em decomposição.

O período de incubação dos ovos depositados sobre esses substratos pode se estender por vários dias ou mesmo semanas. As larvas são muito resistentes a grande variação de condições ambientais, desde ambientes ácidos até mais frios. Em condições favoráveis, levam cerca de cinco dias para se desenvolverem. Dada sua resistência, frequentemente podem ser ingeridas junto com alimentos contaminados sem determinar perturbações maiores nem para o hospedeiro e nem para o inseto. Alguns estudos realizados com cães mostraram que, mesmo após a ingestão, uma grande percentagem de larvas excretadas junto com as fezes empuparam. Entretanto, em alguns casos na Europa, foram assinaladas miíases intestinais com evolução hemorrágica e febril em humanos, simulando até mesmo quadro de febre tifoide. Na Argentina, também houve um relato com sérias lesões.

Psychodidae. Diferentemente dos demais insetos relatados aqui, todos da subordem Brachycera, essa família pertence a uma subordem de nematóceros. Duas subfamílias são mais importantes nessa família do ponto de vista médico: Psychodinae e Phlebotominae, tendo a última grande importância por abrigar os vetores de leishmanioses. Já Psychodinae inclui dois gêneros, *Psychoda* Latreille e *Telmatoscopus* Eaton, cujas larvas de várias espécies se alimentam de material orgânico em decomposição. Algumas se procriam em ralos de banheiro, latrinas ou galerias de água, podendo se envolver em casos de miíases acidentais, com um caso registrado na região Neotropical até o momento (Donoso-Barros & Cambiazo 1950).

Os adultos são conhecidos como *mariposinhas de banheiro*, devido à pilosidade e posição das asas em descanso lembrarem lepidópteros, ou *mosquitinho-da-latrina*, por estarem frequentemente associados a banheiros.

Sarcophagidae. Adultos possuem faixas pretas longitudinais ao longo do tórax e abdômen ornamentado com coloração entre cinza e negro, o que lhes dá singular caracterização. Variam entre 2 e 25 mm de comprimento. A identificação de gêneros e espécies é baseada em caracteres da terminália masculina, o que requer conhecimentos especializados, dificultando seu diagnóstico.

Wohlfahrtia vigil (Walker) ocorre na América do Norte e é a única na família cuja larva produz miíase obrigatória na região Neotropical. Para as demais espécies, só há registro de casos do tipo acidental nas porções cutâneas, oculares e labiais em países como Argentina, Brasil, Panamá e Venezuela. As fêmeas são larvíparas e bastante ativas durante o período quente do dia e costumam depositar suas larvas em grupo sobre material em decomposição, fezes ou em feridas e aberturas naturais do corpo, como o ouvido, nariz ou olhos. Crescem rapidamente e, quando adentram os tecidos de animais vivos, causam extenso prejuízo devido a sua voracidade – casos humanos estão restritos a recém-nascidos ou crianças jovens, pois conseguem penetrar apenas em pele fina. Quando completam seu desenvolvimento, saem do hospedeiro e empupam no solo.

Terapia larval

Terapia larval ou *bioterapia* é a denominação dada ao tratamento de feridas utilizando larvas vivas de moscas, principalmente as pertencentes a Calliphoridae. Trata-se de uma técnica segura e de grande simplicidade, representando o uso de insetos um grande benefício ao ser humano.

As indicações clínicas para este tipo de tratamento incluem feridas infectadas ou necrosadas e com problemas de cicatrização, como osteomielites crônicas, abscessos, queimaduras infectadas, úlceras diabéticas, tumores benignos ou malignos necrosados, úlceras de decúbito, dentre outras. A grande vantagem de se utilizarem larvas é que estas se alimentam do tecido necrosado, preservando o tecido sadio e, desse modo, promovem um debridamento das lesões superior, entre 80 e 95% dos casos, àquele realizado cirurgicamente.

Os mecanismos que levam à cicatrização das lesões ainda não estão totalmente elucidados. Acredita-se que, durante a alimentação, as larvas possam produzir substâncias com propriedades antibióticas, tais como o ácido fenilacético e o fenilacetoaldeído, além de secretar também agentes cicatrizantes como a alantoína e a ureia. Adicionalmente, a alcalinização da lesão ocasionada pela produção de amônia e carbonato de cálcio pode ter uma ação bactericida. A própria liquefação do tecido necrosado por proteases produzidas e eliminadas (extracorporalmente) pelas larvas para facilitar sua digestão (incluindo bactérias), também aceleram o processo de limpeza e cicatrização das lesões. Outro fator importante de estímulo à formação de tecido de granulação é a ação mecânica exercida pelas larvas ao se movimentarem sobre a ferida.

Os efeitos benéficos da terapia larval são conhecidos há séculos. Durante a Guerra da Secessão, nos Estados Unidos, um cirurgião do exército confederado, J. F. Zacharias, trabalhando em um hospital em Daniville, Virginia, registrou os efeitos benéficos das larvas de moscas que infestavam as lesões de soldados feridos no campo de batalha, observando que a cicatrização ocorria mais rapidamente e com menos complicações do que os ferimentos que não tinham sido infestados. Ele então passou a utilizar larvas de moscas na limpeza de lesões infectadas, descrevendo o seguinte (Greenberg & Kunich 2002):

> *"I first used maggots to remove the decayed tissue in hospital gangrene and with eminent satisfaction. In a single day, they would clean a wound much better than any agents we had at our command. I used them afterwards at various places. I am sure I saved many lives by their use, escaped septicemia, and had rapid recoveries."*

Até 1930, a terapia larval era de uso comum em vários locais do mundo. Com o advento dos antibióticos, essa prática foi sendo aos poucos abandonada a favor da terapia das lesões infectadas. Entretanto, com o aparecimento de microorganismos multirresistentes a antibióticos, o tratamento ressurgiu, principalmente a partir da década de 1970.

Vale ressaltar que certas medidas cautelares devem ser seguidas para obtenção de resultados satisfatórios. Essencialmente, o tratamento bioterápico deve ser controlado por um entomologista experiente e acompanhado por um diagnóstico médico que expresse a necessidade e os efeitos positivos de tal intervenção. O uso inapropriado de espécies de moscas que preferem tecidos vivos, ao invés de necrosados (preferencialmente devem ser selecionados agentes envolvidos em miíases facultativas), a introdução de um número excessivo de larvas ou sua permanência sem o devido controle sobre seu tempo de desenvolvimento (as quais poderiam se alimentar de tecidos saudáveis após a digestão total dos tecidos necrosados), pode levar sérios danos e riscos ao paciente. As particularidades de cada espécie devem ser observadas para o tratamento de feridas específicas.

Sherman *et al.* (2000) forneceram uma revisão da utilização da terapia larval na área médica. Outros detalhes sobre ação e agentes antibacterianos isolados de larvas podem ser consultados em Erdmann (1987) e Thomas & Andrews (1999); sobre aplicação terapêutica, em Sherman & Pechter (1988), Mumcuoglu *et al.* (1998) e Thomas *et al.* (1998); e sobre procedimentos de criação e obtenção de ovos e larvas estéreis, em Sherman & Tran (1995) e Sherman *et al.* (1995).

Referências bibliográficas

Amorim, J.A. & O.B. Ribeiro 2001. Distinction among the puparia of three blowfly species (Diptera: Calliphoridae) frequently found on unburied corpses. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 96: 781-784.

Andrade, H.T.A.; Varela-Freire, A.A.; Batista, M.J. & J.F. Medeiros 2005. Calliphoridae (Diptera) coletados em cadáveres humanos no Rio Grande do Norte. **Neotropical Entomology** 34: 855-856.

Barros, R.M.; C.A. Mello-Patiu & J.R. Pujol-Luz 2008. Sarcophagidae (Insecta, Diptera) associados à decomposição de carcaças de Sus scrofa Linnaeus (Suidae) em área de Cerrado do Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 52: 606-609.

Andrade, H.T.A.; Varela-Freire, A.A.; Batista, M.J. & J.F. Medeiros 2005. Calliphoridae (Diptera) coletados em cadáveres humanos no Rio Grande do Norte. **Neotropical Entomology 34**: 855-856.

Barros, R.M.; C.A. Mello-Patiu & J.R. Pujol-Luz 2008. Sarcophagidae

(Insecta, Diptera) associados à decomposição de carcaças de Sus scrofa Linnaeus (Suidae) em área de Cerrado do Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 52: 606-609.

Bassanezi, R.C.; Leite, M.B.F.; Godoy, W.A.C.; Von Zuben, C.J.; Von Zuben, F.J. & S.F. Reis 1997. Diffusion model applied to postfeeding larval dispersion in blowflies (Diptera: Calliphoridae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 92: 281-286.

Benecke M. 2001. A brief history of forensic entomology. **Forensic Science International** 120: 2-14.

Benecke M. & R. Lessig 2001. Child neglect and forensic entomology. **Forensic Science International** 120: 155-159.

Benecke M. & L. Barksdale 2003. Distinction of bloodstain patterns from fly artifacts. **Forensic Science International** 137: 152-159.

Bornemissza G.F. 1957. An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. **Journal of Australian Zoology** 5: 1-12.

Brown R.E.; R.I. Hawkes; M.A. Parker & J.H. Byrd 2001. Entomological alteration of bloodstain evidence, p. 353-378. *In*: J.H. Byrd & J.L. Castner (eds.). **Forensic entomology – The utility of arthropods in legal investigations.** Washington DC: CRC Press. 418 p.

Byrd J.H. & J.L. Castner 2001. Insects of Forensic Importance, p. 43-80. *In*: J.H. Byrd & J.L. Castner (eds.). **Forensic entomology – The utility of arthropods in legal investigations.** Washington DC: CRC Press. 418 p.

Campobasso, C.P.; G. Di Vella & F. Introna 2001. Factors affecting decomposition and Diptera colonization. **Forensic Science International** 120: 18-27.

Carvalho L.M.L. & A.X. Linhares 2001. Seasonality of insect succession and pig carcass decomposition in a natural forest area in Southeastern Brazil. **Journal of Forensic Science** 46: 604-608.

Carvalho L.M.L. & A.X. Linhares 2007. Malignant Tumor Affects the Developmental Pattern of Feeding Larvae of *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) and *Chrysomya putoria* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae). **Neotropical Entomology** 36: 478-481.

Carvalho, L.M.L.; Thyssen, P.J.; Linhares, A.X. & F.B. Palhares 2000. A checklist of arthropods associated with carrion and human corpses in southeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 95: 135-138.

Carvalho L.M.L.; A.X. Linhares & J.R. Trigo 2001. Determination of drug levels and the effect of diazepam on the growth of necrophagous flies of forensic importance in southeastern Brazil. **Forensic Science International** 120: 140-144.

Carvalho L.M.L.; P.J. Thyssen; M.L. Goff & A.X. Linhares 2004. Observations on the succession patterns of necrophagous insects onto a pig carcass in an urban area of Southeastern Brazil. **Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology** 5: 33-39.

Catts E.P. 1992. Problems in estimating the PMI in death investigations. **Journal of Agricultural Entomology** 9: 245-255.

Catts E.P. & N.H. Haskell 1990. **Entomology & Death: a procedural guide**. EUA: Joyce's Print Shop. 182 p.

Catts E.P. & M.L. Goff 1992. Forensic entomology in criminal investigations. **Annual Review Entomology** 37: 253-272.

Chaia, G. 1975. **Atlas de Parasitologia**. São Paulo, Johnson & Johnson. 93 p. 114 figs.

Donoso-Barros, R. & C. C. Cambiazo 1950. Un caso de myiasis digestiva por larvas de *Psychoda* sp. **Revista Médica del Chile** 78: 471.

Erdmann, G. 1987. Antibacterial action of myiasis-causing flies. **Parasitology Today** 3: 214-216.

Ferrari A.C.; A.T.C. Soares; M.A. Guimarães & P.J. Thyssen 2008. Efeito da testosterona no desenvolvimento de *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae). **Medicina (Ribeirão Preto)** 41(1): 30-34.

Freire O. 1914. Algumas notas para o estudo da fauna cadavérica da Bahia. **Gazeta Médica da Bahia** 46: 110-125.

Goff M.L. & B.H. Win 1997. Estimation of postmortem interval based on colony development time for *Anoplolepsis longipes* (Hymenoptera: Formicidae). **Journal of Forensic Science** 42: 1176-1179.

Gomes, A.; M.R. Honer; W.W. Koller & R.L. Silva 1998. Vetores de ovos de *Dermatobia hominis* (L. Jr. 1781) (Diptera: Cuterebridae) na região de Cerrados do Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** 7: 37-40.

Gomes, L.; Von Zuben, C.J. & J.S. Govone 2002. Comportamento da dispersão larval radial pós-alimentar em moscas-varejeiras do gênero *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae): busca por novas fontes de alimento. **Entomologya y Vectores** 9: 115-132.

Greenberg B. & J.C. Kunich 2002. **Entomology and the law: flies as forensic indicators**. EUA: Cambridge University Press. 306 p.

Grella M.D.; D.A. Estrada & P.J. Thyssen 2007. El efecto de scopolamine sobre el desarrollo de *Chrysomya putoria* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae) y su importancia para determinar el intervalo pos-muerte. **Entomología Mexicana 6** (2): 870-873.

Guimarães, J.H. & N. Papavero 1999. **Myiasis in man and animals in the Neotropical region**. São Paulo, Plêiade/FAPESP. 380 p.

Guimarães, J.H.; A.P. Prado & A.X. Linhares 1978. Three newly introduced blowfy species in Southern Brazil (Diptera: Calliphoridae) **Revista brasileira de Entomologia** 22: 53-60.

Herbert, P.D.N.; A. Cywinska; S.L. Ball & J.R. De Waard 2003. Biological identifications through DNA barcodes. **Proceedings of The Royal Society of London** 270: 313-321.

Introna F.; C.P. Campobasso & M.L. Goff 2001. Entomotoxicology. **Forensic Science International** 120: 42-47.

Keh, B. 1985. Scope and applications of forensic entomology. **Annual Review of Entomology** 30: 137-154.

Knipling, E.F. 1955. Possibilities of insect control or eradication through the use of sexually sterile males. **Journal of Economic Entomology** 48: 459-62.

Laake E.W.; E.C. Cushing & H.E. Parish 1936. **Biology of the primary screw worm fly, *Cochliomyia hominivorax*, and a comparasion of its stages with those of *C. macellaria*.** Washington, Department of Agriculture, Technical Bulletin. 24 p.

Leite, A.C.R.; M.P. Guimarães; N.G. Madeira & W.S. Lima 1983. Primeira ocorrência no Brasil de miíases em bezerro por *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia** 35: 287-288.

Linhares, A.X. 1981. Synanthropy of calliphoridae and sarcophagidae (Diptera) in the city of Campinas, São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 25: 189-215.

Linhares, A.X. 1988. The gonotrophic cycle of *Chrysomya megacephala* (Diptera, Calliphoridae) in the laboratory. **Revista Brasileira de Entomologia** 32: 383-392.

Linhares, A.X. 2000. Miíases, p. 350-358. *In*: D.P. Neves; A.L. Melo; O. Genaro & P.M. Linardi (eds.). **Parasitologia Humana**. 10º ed. São Paulo, Ed. Atheneu. 428 p.

Mégnin P. 1894. **Faune des cadavres. Aplication de L'entomologie a la Médicine Légale**. Paris, Masson et Gauthiers-Villars. 214 p.

Mise, K.M.; Almeida, L.M. & M.O. Moura 2007. Levantamento da fauna de Coleoptera que habita a carcaça de *Sus scrofa* L., em Curitiba, Paraná. **Revista Brasileira de Entomologia** 51(3): 358-368.

Monteiro-Filho, E.L.A. & J.L. Penereiro 1987. Estudo de decomposição e sucessão sobre uma carcaça animal numa área do Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Biologia** 47: 289-295.

Moretti, T.C. & P.J. Thyssen. 2006. Miíase primária em coelho doméstico causada por *Lucilia eximia* (Díptera: Calliphoridae)

no Brasil: relato de caso. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia** 58(1): 28-30.

Moretti, T.C.; O.B. Ribeiro; P.J. Thyssen & D.R. Solis 2008a. Insects on decomposing carcasses of small rodents in a secondary forest in Southeastern Brazil. **European Journal of Entomology** 105: 691-696.

Moretti, T.C.; P.J. Thyssen; W.A.C. Godoy & D.R. Solis 2008b. Necrophagy by the social wasp *Agelaia pallipes* (Hymenoptera: Vespidae, Epiponini): possible forensic implications. **Sociobiology** 51(2): 393-398.

Moura, M.O.; Carvalho, C.J.B. de & E.L.A. Monteiro-Filho 1997. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Parana. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 92: 269-274.

Moura, M.O.; Carvalho, C.J.B. de & E.L.A. Monteiro-Filho 2005. Estrutura de comunidades necrófagas: efeito da partilha de recursos na diversidade. **Revista Brasileira de Zoologia** 22 (4): 1134-1140.

Mumcuoglu, K.Y.; A. Ingber; J. Stessman; R. Friedman & H. Schulman 1998. Maggot therapy for the treatment of diabetic foot ulcers. **Diabetes Care** 21: 2030-2031.

Nuorteva, P. 1977. Sarcosaprophagous insects as forensic indicators. *In:* Tedeshi, C.G.; Eckert, W.G. & L.G. Tedeshi (eds.). **Forensic medicine: a study in trauma and environmental hazards. Vol. II**. London, p. 1072-1095.

Oliveira, H.G.; Gomes, G.; Morlin Junior, J.J.; Von Zuben, C.J. & A.X. Linhares 2009. The effect of Buscopan® on the development of the blow fly *Chrysomya megacephala* (F.) (Diptera: Calliphoridae). **Journal of Forensic Science** 54(1): 202-206.

Oliveira, T.C. & S.D. Vasconcelos 2010. Insects (Diptera) associated with cadavers at the Institute of Legal Medicine in Pernambuco, Brazil: implications for forensic entomology. **Forensic Science International** 198: 97-102.

Oliveira-Costa J. 2003. **Entomologia Forense: quando os insetos são vestígios**. Campinas, SP, Editora Millennium. 280 p.

Oliveira-Costa, J. & C.A. Mello-Patiu 2004. Application of forensic entomology to estimate of the postmortem interval (IPM) in homicide investigations by the Rio de Janeiro Police Department in Brazil. **Aggrawal's internet Journal of Forensic medicine and Toxicology** 5(1): 40-44.

Patton W.S. 1921. Notes on the myiasis-producing Diptera of man and animals. **Bulletin of Entomological Research** 12: 239-261.

Pessoa, S.B. & A.V. Martins 1988. **Parasitologia médica.** 11° ed. Rio de Janeiro, Guanabara-Koogan. 872 p.

Pien K.; M. Laloup; M. Pipeleers-Marichal; P. Grootaert; G. De Boeck; N. Samyn; T. Boonen; K. Vits & M. Wood 2004. Toxicological data and growth characteristics of single post-feeding larvae and puparia of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) obtained from a controlled nordiazepam study. **International Journal of Legal Medicine** 118: 190-193.

Pujol-Luz J.R.; H. Marques; A. Ururahy-Rodrigues; J.A. Rafael; F.H.A. Santana; L.C. Arantes & R. Constantino 2006. A forensic entomology case from the Amazon rain Forest of Brazil. **Journal of Forensic Science** 51(5): 1151-1153.

Pujol-Luz J.R.; L.C. Arantes & R. Constantino 2008. Cem anos da Entomologia Forense no Brasil (1908-2008). **Revista Brasileira de Entomologia** 52(4): 485-492.

Repogle J.; W.D. Lord; B. Bodowle; T.L. Meinking & D. Taplin 1994. Identification of host DNA by amplified fragment length polymorphism (AMP-FLP) analysis of human crab louse excreta. **Journal of Medical Entomology** 31: 686-690.

Sousa, T.A.; Babata, M.L.Y.; Souza, C.M.; Sousa, D.; Mello-Patiu, C.A. & J. Mendes 2009. Dípteros de interesse forense em dois perfis de vegetação de cerrado em Uberlândia, MG. **Neotropical Entomology** 38: 859-866.

Sherman, R.A. & E.A. Pechte. 1988. Maggot therapy: a review of therapeutic applications of fly larvae in human medicine, especially for treating osteomyelitis. **Medical and Veterinary Entomology** 2: 225-230.

Sherman, R.A. & J M T. Tran 1995. A simple, sterile food source for rearing the larval of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). **Medical and Veterinary Entomology** 9: 393-398.

Sherman, R.A.; F.A. Wyle & L. Thrupp 1995. Effects of seven antibiotics on the growth and development of *Phaenicia sericata* (Diptera: Calliphoridae) larvae. **Journal of Medical Entomology** 32: 646-649.

Sherman, R.A.; M.J.R. Hall & S. Thomas 2000. Medical Maggots: an ancient remedy for some contemporary afflictions. **Annual Review of Entomology** 45: 55-81.

Smith K.G.V. 1986. **A manual of Forensic Entomology**. Ithaca, NY: Cornell University Press. 205 p.

Souza, A.M. & A.X. Linhares 1997. Diptera and Coleoptera of potencial forensic importance in Southeastern Brazil: relative abundance and sasonality. **Medical and Veterinary Entomology** 11: 8-12.

Souza, C.M.; Thyssen, P.J. & A.X. Linhares 2011. Effect of nandrolone decanoate on the development of three species of Chrysomya (Diptera: Calliphoridae), flies of forensic importance in Brazil. **Journal of Medical Entomology** 48: 111-117.

Thomas, S. & A. Andrews 1999. The anti-microbial activity of maggots: results of a preliminary study. **Journal of Tissue Viability** 9: 127-132.

Thomas, S.; A. Andrews & M. Jones 1998. The use of larval therapy in wound management. **Journal of Wound Care** 7: 521-524.

Thyssen, P.J. 2010. Keys for identification of immature insects, p. 25-42. *In:* Amendt, J.; Campobasso, C.P.; Goff, M.L. & M. Grassberger (eds.). **Current concepts in Forensic Entomology**. Springer, London.

Thyssen P.J. & A.X. Linhares. 2007. First description of immature stages of *Hemilucilia segmentaria* (Diptera: Calliphoridae). **Biological Research** 40: 271-280.

Thyssen P.J.; A.C. Lessinger; A.M.L. Azeredo-Espin & A.X. Linhares 2005. The value of PCR-RFLP molecular markers for the differentiation of immature stages of two necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae) of potential forensic importance. **Neotropical Entomology** 34(5): 777-783.

Tracqui A.; C. Keyser-Tracqui; P. Kintz & B. Ludes 2004. Entomotoxicology for the forensic toxicologist: much ado about nothing? **International Journal of Legal Medicine** 118: 194-196.

Ururahy-Rodrigues, A.; Rafael, J.A.; Wanderley, R.F.; Marques, H. & J.R. Pujol-Luz 2008. *Coprophanaeus lancifer* (Linnaeus, 1767) (Coleoptera, Scarabaeidae) activity moves a man-size pig carcass: Relevant data for forensic taphonomy. **Forensic Science International** 182: 19-22.

Von Zuben C.J. 2001. Zoologia Aplicada: Recentes avanços em estudos de entomologia forense. **Entomologia y Vectores** 8: 173-183.

Von Zuben, C.J.; Bassanezi, R.C.; Reis, S.F.; Godoy, W.A.C.; & F.J.V. Zuben 1996. Theoretical approaches to forensic entomology: I. Mathematical model of postfeeding larval dispersal. **Journal of Applied Entomology** 120: 379-382.

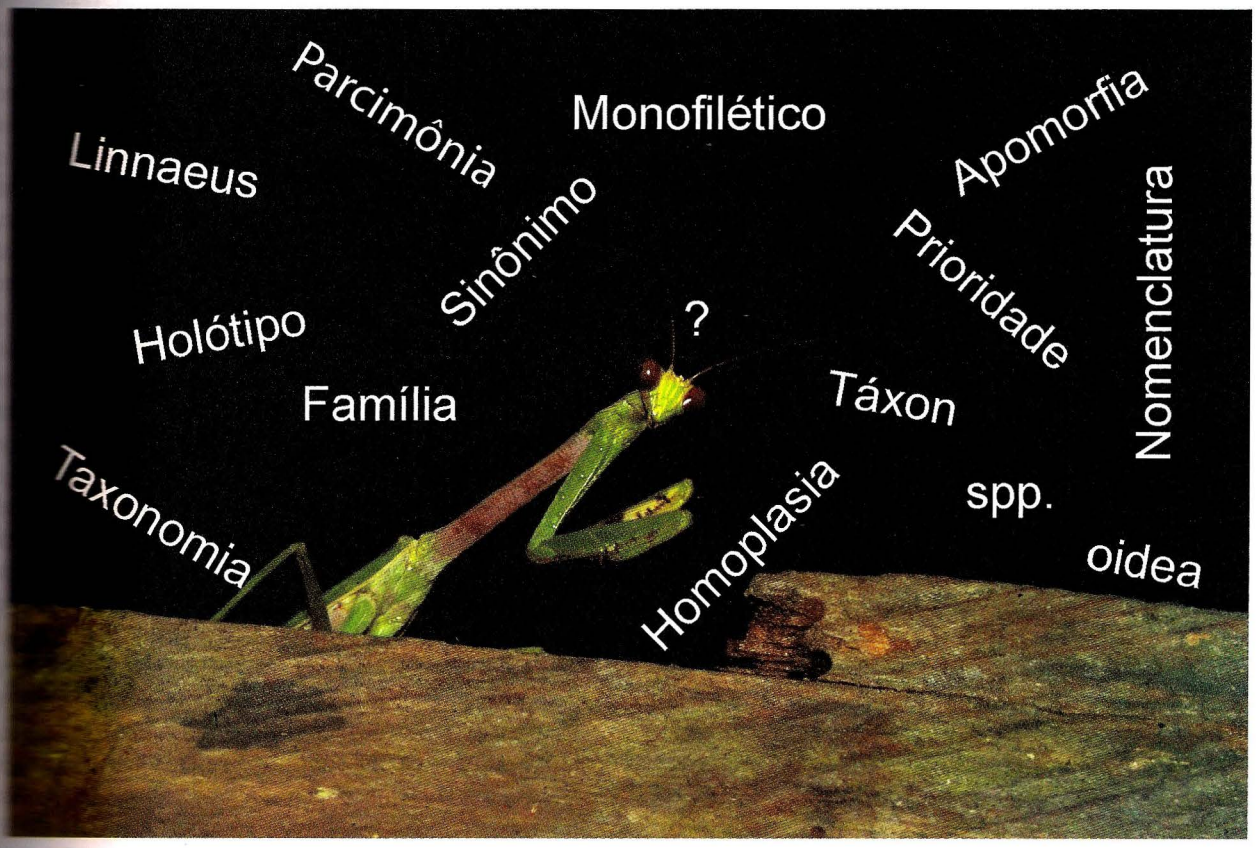
Von Zuben C.J.; G. Stangenhaus &W.A.C. Godoy 2000. Competição larval em *Chrysomya megacephala* (F.) (Diptera: Calliphoridae): efeitos de diferentes níveis de agregação larval sobre estimativas de peso, fecundidade e investimento reprodutivo. **Revista Brasileira de Biologia** 60: 195-203.

Zumpt, F. 1965. **Myiasis in man and animals in the old world**. London, Butherworths. 267 p.

Capítulo 9

PRINCÍPIOS DE SISTEMÁTICA

Reginaldo Constantino



PRINCÍPIOS DE SISTEMÁTICA

Reginaldo Constantino

A Sistemática é a disciplina mais antiga e mais abrangente da Biologia. A missão da Sistemática é descrever, organizar e explicar a diversidade biológica, desenvolvendo uma classificação para o conjunto de todos os seres vivos e reconstruindo sua história evolutiva. Uma classificação natural, que reflete a história evolutiva, é a base de trabalho para todos os ramos da Biologia Comparada e funciona como um "indexador", um sistema de referência para o armazenamento e recuperação de informações biológicas por leigos e especialistas de todas as áreas da ciência. Há uma enorme responsabilidade na geração de um sistema que será usado amplamente na sociedade. Um sistema ruim teria consequências graves. Dadas as dimensões da diversidade biológica, em termos do número de espécies e do número de características que todas as espécies compartilham no sistema, essa é uma tarefa hercúlea.

Termos e conceitos básicos

O termo **Sistemática** está refletido no título da obra "Systema Naturae", do naturalista sueco Carl Linnaeus (1758), criador do atual sistema de classificação biológica. O termo **Taxonomia** foi proposto pelo botânico Candolle (1813) como "Teoria das classificações aplicada ao reino vegetal". O paleontólogo G.G. Simpson (1961) propôs uma redefinição desses dois termos, da seguinte forma: "Sistemática é o estudo científico dos tipos e diversidade de organismos e toda e qualquer relação entre eles", enquanto a Taxonomia seria "o estudo teórico das classificações, incluindo suas bases, princípios, procedimentos e regras". Segundo essa visão, a Sistemática seria uma disciplina mais ampla, da qual a Taxonomia seria a parte que lida com a classificação formal. As definições de Simpson tornaram-se populares e encontram alguma aceitação. Muitos autores, no entanto, consideram essa separação desnecessária e tratam os dois termos como equivalentes (por exemplo, Brusca & Brusca 2003 e Schuh & Brower 2009), pois a construção do sistema não é um processo separado da questão dos nomes dados aos vários níveis desse sistema.

Um **táxon** é uma unidade taxonômica em qualquer nível da classificação, como "Insecta", "Coleoptera", "Muscidae" e "*Apis mellifera*", ou grupamentos equivalentes ainda sem nome. O táxon sempre é um coletivo e não deve ser confundido com os indivíduos que dele fazem parte, nem com a categoria taxonômica a ele associado. Um táxon normalmente inclui vários táxons de nível inferior. Por exemplo, o táxon "*Apis*", da categoria gênero, inclui vários táxons da categoria espécie, como "*Apis mellifera*", que por sua vez inclui vários táxons da categoria subespécie, como "*Apis mellifera scutellata*". Numa classificação natural, os táxons são monofiléticos e por isso eles são descobertos, não inventados.

Categoria é um nível na hierarquia da classificação que indica a posição relativa de um agrupamento em relação a outros mais ou menos abrangentes. As categorias principais da classificação zoológica são filo, classe, ordem, família, gênero e espécie (Tab. 9.1). As categorias indicam quão mais próximos ou afastados os táxons são do nível dos indivíduos.

A **Classificação** organiza a diversidade de espécies existentes em uma hierarquia de táxons. Classificar é definir os táxons em diversos níveis de inclusão. Por exemplo, definir quais espécies de moscas devem ser incluídas no gênero "*Drosophila*".

Identificar é estabelecer a posição de um indivíduo ou amostra na classificação. Na linguagem rotineira, é comum utilizar o termo "classificar" incorretamente como sinônimo de identificar. A identificação é sempre relativa a espécimes, enquanto a classificação é relativa a táxons.

A **Nomenclatura** é a parte da Taxonomia que regula a criação e uso dos nomes formais dos táxons. A aplicação de regras consistentes de nomenclatura é indispensável para manter o sistema de classificação uniforme, estável e funcional.

Classificação

A classificação biológica atende a vários objetivos. Ela fornece um sistema hierárquico para ordenar o conhecimento disponível sobre a diversidade biológica. Os nomes de táxons funcionam como *indexadores*, que permitem acumular e recuperar de forma organizada a informações sobre eles (morfologia, comportamento, fisiologia, distribuição geográfica, importância econômica, etc.) e para

Tabela 9.1. Exemplo da classificação de um inseto, a abelha-doméstica.

Categoria	Táxon
Filo	Arthropoda
Classe	Insecta
Ordem	Hymenoptera
Família	Apidae
Gênero	*Apis*
Espécie	*Apis mellifera* Linnaeus, 1758

a comunicação objetiva e precisa no meio científico sobre esse conhecimento. Isso só é possível com uma classificação universal e relativamente estável. Nomes comuns não atendem a essa necessidade: de modo geral eles são imprecisos, variam muito entre regiões e países e não existem nomes comuns para a maioria dos táxons. Como resultado, muitas vezes nomes iguais são utilizados para táxons diferentes e nomes diferentes são utilizados para os mesmos táxons. Por exemplo, a maioria dos nomes da língua portuguesa relativos a insetos correspondem apenas a ordens (baratas, ordem Blattaria) e famílias (grilos, família Gryllidae), além de existirem muitas formas ambíguas e variantes regionais.

A classificação biológica também tem a importante função científica de permitir a realização de predições e generalizações, servindo de referência para toda a Biologia Comparada. No entanto, isso é possível apenas a partir de uma classificação natural baseada na filogenia. Sistemas que expressem semelhança ou semelhança média não têm essa capacidade. Por exemplo, é possível extrapolar as características anatômicas, fisiológicas, comportamentais e ecológicas para todas as espécies de um determinado gênero, mesmo que apenas algumas poucas espécies desse gênero tenham sido estudadas em detalhe. A compreensão das relações filogenéticas permite mais segurança nessas generalizações.

A classificação biológica é hierárquica e inclusiva, com táxons de nível superior formados por conjuntos de táxons de nível inferior. Um conjunto de indivíduos está incluído em uma espécie, um conjunto de espécies forma um gênero, um conjunto de gêneros forma uma família e assim por diante. Essa hierarquia começa no sistema originalmente concebido por Aristóteles e depois desenvolvido formalmente por Linnaeus, de maneira que é frequentemente chamada de hierarquia lineana. Linnaeus reconheceu apenas cinco níveis—as categorias—na estrutura do sistema: reino, classe, ordem, gênero e espécie. As categorias filo e família foram acrescentadas posteriormente, assim como um grande número de categorias intermediárias opcionais: subfilo, superclasse, subclasse, infraclasse, coorte, subcoorte, superordem, subordem, infraordem, superfamília, subfamília, tribo, subtribo, subgênero e subespécie. O Código de Nomenclatura Zoológica, que rege toda a construção da classificação biológica para os animais, não reconhece nenhuma categoria abaixo de subespécie. Os termos variedade, forma e raça têm caráter informal e não apresentam equivalência com subespécie.

Embora atualmente haja consenso de que a classificação deve ser baseada na Filogenia, essa é uma posição relativamente recente na história da classificação. Darwin foi o primeiro a sugerir claramente que a classificação biológica deveria refletir a descendência evolutiva. No entanto, à época poucos taxonomistas seguiram essa recomendação, em parte devido à incerteza de como reconhecer os descendentes de um ancestral comum porque não existia então um método adequado de reconstruir a história evolutiva. Um dos grandes defensores da ideia de Darwin foi o alemão Ernst Haeckel (1866), o primeiro a empregar o termo filogenia e a publicar árvores filogenéticas, baseadas em um mecanismo informal de reconstrução e em seu grande conhecimento sobre a semelhança entre os grupos.

Na primeira metade do século XX, surgiu uma "Escola Evolutiva" de Sistemática, representada principalmente pelas obras do ornitólogo Ernst Mayr (Mayr *et al.* 1953) e do paleontólogo George G. Simpson (1961). Os adeptos da Escola Evolutiva procuram incluir informações sobre filogenia nas suas classificações, mas, ao mesmo tempo, levam em conta o grau de diferença entre os táxons. Eles não usam nenhum método claro para reconstruir filogenias e não têm o objetivo de transformar a hierarquia conhecida da filogenia na hierarquia da classificação. Mayr concentrou-se na taxonomia em nível de espécies, especialmente na defesa do Conceito Biológico de Espécie. Seus primeiros livros não continham quase nenhum conteúdo sobre filogenias e classificação de táxons superiores. Os adeptos da Escola Evolutiva aceitam grupos parafiléticos na classificação.

No início da década de 1960, surgiu uma nova escola de Sistemática, a "Taxonomia Numérica" ou "Fenética Numérica" (Sokal & Sneath 1963). Seu surgimento coincidiu com a disponibilidade de computadores para uso acadêmico em algumas universidades. Os adeptos da Taxonomia Numérica desenvolveram métodos estatísticos para análise de caracteres, combinando alguma medida de distância fenética com análises matemáticas de agrupamento (*cluster analysis*). O resultado dessas análises é uma gráfico em forma de árvore, chamado de dendrograma ou fenograma, que pode ser convertido em classificações formais da mesma maneira que os cladogramas. No entanto, eles não representam a filogenia dos grupos, mas apenas uma média de semelhança morfológica entre os táxons. Os adeptos da Fenética Numérica procuravam desenvolver classificações mais "objetivas" e, segundo eles, mais "científicas" porque eram baseadas em análises estatísticas realizadas por computadores e não na opinião subjetiva dos taxonomistas. De fato, eles estavam interessados mais no desenvolvimento de métodos operacionais ágeis de identificação que na compreensão dos aspectos evolutivos dos grupos estudados. A Taxonomia Numérica trouxe avanços importantes na Sistemática, em particular o desenvolvimento de métodos objetivos (isto é, matemáticos) de análise de caracteres. Mas falhou no objetivo principal, de melhorar a classificação no sentido de torná-la mais natural e, portanto, preditiva. A Taxonomia Numérica produziu apenas classificações artificiais, com pouca utilidade científica.

As primeiras publicações de Willi Hennig, em alemão (Hennig 1950), passaram despercebidas da maior parte da literatura em língua inglesa. Apenas com a publicação de seu conteúdo como um novo livro, em inglês (Hennig 1966), seu método começou a se popularizar, dando origem

à escola denominada Sistemática Filogenética ou Cladística. A partir da década de 70, o método de análise das relações de parentesco entre espécies foi transformado em algoritmos e em programas de análise computacional. É importante fazer a distinção entre análise cladística como método de reconstrução filogenética (ver abaixo) e classificação cladística. Adeptos da Escola Cladística adotam critérios estritos na utilização do conhecimento sobre a filogenia na hierarquia da classificação e rejeitam os grupos parafiléticos.

Reconstrução de Filogenias

A reconstrução das relações de parentesco entre as espécies atuais e extintas, ou reconstrução filogenética, é um tema complexo sobre o qual já existe uma extensa literatura. O texto a seguir apresenta apenas os princípios gerais. Ainda que a teoria da evolução de Darwin e Wallace tenha proposto uma mudança radical de conceito, em que as espécies deixaram de ser entidades separadas umas das outras e passaram a estar integradas no passado, um método de reconstrução da filogenia demorou quase um século para ser proposto. Hennig (1966) construiu a fundamentação conceitual e metodológica para a reconstrução das relações de parentesco e para uma classificação biológica que fosse um reflexo do conhecimento da filogenia. Uma descrição mais detalhada dos métodos de análise filogenética pode ser encontrada em Amorim (2002), Felsenstein (2004) e Schuh & Brower (2009), por exemplo.

Como não é possível examinar diretamente a história evolutiva (ou seja, olhar diretamente o passado), as relações filogenéticas devem ser inferidas a partir das evidências que as espécies apresentam hoje. Acredita-se que a vida em nosso planeta surgiu uma única vez e toda a variabilidade existente é resultado da diversificação de uma única espécie ancestral. Existe, portanto, uma única história evolutiva relacionando todos os organismos vivos, a qual pode ser representada sob a forma de uma árvore, a árvore da vida. Ao longo da evolução, as espécies foram sendo gradualmente subdivididas, gerando um número maior de espécies, e em cada nível foram surgindo novas características estruturais e funcionais. Exemplos de características que surgiram ao longo da evolução dos animais são a presença de um exoesqueleto quitinoso articulado nos artrópodes, o surgimento das glândulas mamárias e pelos nos mamíferos e o surgimento da lignina nas plantas traqueófitas. Essas novidades evolutivas foram passadas dos ancestrais, onde surgiram, para suas espécies descendentes e, assim, servem de evidência da relação histórica entre eles. Ocorreram também muitas extinções, que produziram descontinuidades entre linhagens e dificultam a reconstrução da sua história.

A ideia de **homologia** é um conceito central em Biologia e básico no processo de reconstrução filogenética (e na Biologia Comparada, de modo geral). Vários tipos de **similaridades** podem ser observadas entre indivíduos de espécies diferentes. Mas nem tudo que é semelhante em indivíduos diferentes de fato tem origem evolutiva comum. As similaridades que têm origem num ancestral comum de duas ou mais espécies são chamadas de **homólogas**. As similaridades que surgiram de forma independente e que não estavam presentes no ancestral comum, tendo surgido depois, por coincidência, em ramos distintos, são chamadas de **homoplasias**. Como é impossível determinar diretamente se um caráter é homólogo ou não (pois isso dependeria de observar diretamente as espécies ancestrais, que já se dividiram para formar espécies descendentes), as similaridades observadas entre espécies diferentes podem ser postuladas como homólogas a partir de evidências. Ou seja, afirmações sobre homologias são sempre hipóteses. Elas são construídas com base em sua posição, detalhes estruturais, ontogenia e especialmente por sua presença em espécies intermediárias. Essas hipóteses de homologia são posteriormente submetidas ao teste da **congruência**, que é feito pela própria análise filogenética. A distribuição dos caracteres na árvore filogenética é o teste final para determinar se uma similaridade presente em duas espécies deve ser tomada como homóloga ou não.

Quando se acrescenta a dimensão temporal na análise de homologias, elas podem ser divididas em dois tipos. Entre duas condições homólogas diferentes, em que a mais antiga transformou-se na mais nova, chama-se de **plesiomorfia** a condição mais antiga e **apomorfia** a condição mais recente. As apomorfias constituem a base para a reconstrução filogenética e através delas é possível delimitar grupos monofiléticos. São características homólogas que surgiram no ancestral comum mais próximo de um conjunto de espécies e que, portanto, representam evidência do seu monofiletismo. Por exemplo, a presença de seis pernas é uma apomorfia compartilhada pelos Hexapoda. As similaridades que tiveram origem num ancestral mais antigo e que são compartilhadas por espécies de outros grupos (ainda que de forma mais modificada), são chamadas de plesiomorfias. Assim, por exemplo, a presença em insetos do exoesqueleto quitinoso é uma plesiomorfia, já que ele teve origem no ancestral de todos os artrópodes, que é um grupo bem mais abrangente. Tanto apomorfias como plesiomorfias são homologias e a distinção entre elas é relativa. Toda plesiomorfia é uma apomorfia em um contexto mais amplo. No entanto, apenas as apomorfias são informativas para a reconstrução filogenética dentro dos limites de cada análise, pois apenas as apomorfias compartilhadas são meios para inferirmos espécies ancestrais exclusivas de um grupo, que é a base para a construção das filogenias em seus vários níveis.

As unidades da classificação biológica (táxons) podem ser classificadas em três tipos com relação à filogenia. Um **grupo monofilético** é um conjunto de espécies que inclui uma espécie ancestral e todos seus descendentes. Uma classificação natural baseada na filogenia deve conter apenas táxons que correspondem a grupos monofiléticos—também chamados de **clados**. O grupo monofilético é reconhecido e definido por similaridades apomórficas exclusivas compartilhadas. Um **grupo parafilético** é um conjunto de espécies que inclui uma espécie ancestral e apenas parte dos seus descendentes. Um subgrupo que deveria estar nesse táxon foi classificado em outro táxon, de maneira que o agrupamento resultante deixa de ser natural ou monofilético. Grupos parafiléticos são definidos apenas por similaridades plesiomórficas, normalmente a ausência um ou mais caracteres. A antiga subclasse Apterygota é um bom exemplo de grupo parafilético. Essa subclasse incluía as atuais ordens Collembola, Protura, Diplura, Archaeognatha e Zygentoma. Todas as similaridades entre elas são plesiomórficas, em particular a ausência de asas. Grupos

parafiléticos ainda são relativamente comuns na classificação zoológica em geral e exemplos podem ser os "Pisces" (vertebrados sem os Amniota), "Reptilia" (Reptiliformes sem as Aves). Entre os insetos, podemos citar as antigas ordens "Homoptera" (hemípteros sem os Heteroptera) e Mallophaga (piolhos mastigadores). Um **grupo polifilético** inclui espécies de linhagens distintas que apresentam similaridades resultantes de convergências evolutivas, surgidas independentemente. Normalmente, resultam de erros mais grosseiros na construção da classificação e são prontamente reclassificados quanto reconhecidos como tal. Um exemplo é o antigo grupo dos "Vermes". É importante salientar que grupos parafiléticos e polifiléticos nada mais são que erros de classificação, que devem ser corrigidos quando revelados através das análises filogenéticas.

Uma análise filogenética começa com a delimitação do grupo a ser estudado, o chamado **grupo interno** (por exemplo, um gênero ou uma família). É necessário também incluir um ou mais **grupos externos**, essenciais para determinar se as similaridades observadas no grupo interno são apomórficas ou plesiomórficas e, assim, determinar a posição da raiz da árvore e testar o monofiletismo do grupo interno. Levanta-se, então, um conjunto de características que variam entre as espécies que estão sendo analisadas. Esses caracteres podem ser morfológicos, moleculares, fisiológicos, bioquímicos ou comportamentais. Os caracteres devem ser examinados em todas as espécies incluídas na análise, tanto do grupo interno como do grupo externo. Os caracteres observados são codificados em uma matriz (em que os táxons formam as linhas e os caracteres formam as colunas), que então são submetidos a análise em programas de análise filogenética, como PAUP (Swofford 2002) e TNT (Goloboff *et al.* 2008).

O método mais usado de análise é baseado no princípio da **parcimônia**, que procura árvores que se ajustam melhor aos dados da matriz minimizando o número de transformações sofridas pelos caracteres. Segundo esse princípio, a melhor árvore é a que explica da maneira mais simples ou econômica os dados conhecidos para um determinado grupo, e corresponde à árvore mais "curta", ou seja, a que apresenta o menor número de transformações nos caracteres. Análises baseadas em parcimônia podem ser aplicadas a qualquer tipo de caráter passível de codificação em estados discretos, incluindo caracteres morfológicos, moleculares, comportamentais etc.

O resultado das análises filogenéticas pode ser representado em forma de uma árvore, o cladograma. Essa é uma representação gráfica das relações entre as espécies incluídas na análise. É possível também indicar as relações de proximidade filogenética em um grupo por meio de uma representação parentética, que não usa um gráfico ramificado. A indicação (M + (N + (O + P))) indica que O é mais próximo de P que qualquer um deles em relação a M ou a N, que N é mais próximo de O ou de P que qualquer um deles em relação a M, e que M é mais próximo de N, O ou P que qualquer um deles em relação a qualquer elemento que não pertença a esse grupo.

Um cladograma pode ser convertido em um esquema de classificação a partir da sequência de ramificações presente. No entanto, a classificação não precisa incluir toda a informação presente no cladograma. O mais importante é que os táxons reconhecidos formalmente na classificação sejam monofiléticos e que, de alguma maneira, todos os grupos monofiléticos possam ser reconhecidos. É importante ressaltar que os cladogramas são sempre hipóteses de relações filogenéticas e continuarão sempre sujeitos a reavaliação, seja pela obtenção de novos dados ou pelo surgimentos de novos métodos de análise. Nenhuma filogenia é definitiva.

A chamada Sistemática Molecular tornou-se popular a partir da década de 1990, quando equipamentos e métodos de análise tornaram-se mais acessíveis. Não é uma escola e sim um resultado do avanço na tecnologia em obter dados sobre o genoma, que contém potencialmente uma grande quantidade de informação útil para a reconstrução filogenética. Além da parcimônia, vários outros métodos de análise têm sido usados para esse tipo particular de dados (Felsenstein 2004). O método da **máxima verossimilhança** é um método estatístico baseado em determinados modelos de evolução molecular. Métodos **bayesianos** são métodos estatísticos parecidos com a máxima verossimilhança, que diferem pela inclusão de informação prévia (os "*priors*"). Métodos estatísticos baseados em **distâncias** também têm sido usados para dados moleculares, mas seu uso depende da premissa de taxas evolutivas semelhantes, ou da aplicação de correções para taxas diferentes.

Os dados de sequência de nucleotídeos do DNA podem atualmente ser obtidos com facilidade e custo acessível, inclusive através de serviços pagos. De modo geral as análises moleculares são mais simples e exigem menos treinamento que as análises morfológicas. Mas existem também limitações: a maioria dos espécimes de coleções não se presta a extração de DNA, em particular os fósseis, o que dificulta a obtenção de uma base comparativa tão ampla quanto aquela possível com a morfologia.

Nomenclatura

As regras para atribuição de nomes às espécies, gêneros e grupos superiores de animais estão contidas no Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN 1999). O Código procura atingir três objetivos: (1) cada táxon deve ter apenas um nome e um mesmo nome não deve ser usado para mais de um táxon; (2) as mesmas regras e nomes devem ser usadas em todo o mundo; e (3) os nomes dos táxons devem permanecer estáveis ao longo do tempo.

O Código vale para todos os animais vivos ou fósseis, em todo o mundo. Ele estabelece regras para a formação e tratamento de nome de táxons das categorias de superfamília até subespécie, mas não para os táxons superiores acima do grupo da família. Não existem regras formais para o tratamento de nomes de ordens, classes e filos.

O Código garante a liberdade de pensamento taxonômico. Isso significa que ele rege a proposição e uso de *nomes* para os táxons, mas não de critérios para a criação e manutenção desses táxons. As opiniões ou ações de um taxonomista não devem restringir as atividades dos outros. Por exemplo, um especialista pode publicar um artigo dizendo que certa espécie é sinônimo de outra, mas outros podem discordar e continuar usando esse nome como válido. O fato de que uma

proposta de alteração na classificação tenha sido publicada não obriga ninguém a adotá-la. A adoção da mudança, ou seja, a aceitação de que um táxon proposto corresponde a uma entidade real, depende da aceitação pela própria comunidade acadêmica.

A Comissão Internacional de Nomenclatura Zoológica é uma comissão permanente, composta por membros apontados dentro da comunidade científica, que tem a responsabilidade pela manutenção e atualização do Código. A Comissão tem poder de emitir Opiniões sobre casos específicos, podendo definir como o Código deve ser interpretado, aplicado e, caso necessário, abrir exceções na aplicação do Código, sempre visando a manutenção da estabilidade nomenclatural.

Um dos princípios básicos do Código é o da **prioridade**, segundo o qual os nomes propostos há mais tempo e decisões mais antigas têm precedência sobre os mais novos. A prioridade é determinada através da data efetiva de publicação. Essa norma aplica-se a partir de 1° de janeiro de 1758, que é assumida como a data de publicação da 10ª Edição do *Systema Naturae* de Linnaeus. Nomes publicados antes dessa data, exceto em casos muito excepcionais, não são reconhecidos com válidos pela nomenclatura zoológica.

Os nomes de táxons devem ser publicados de forma adequada antes que possam ser considerados válidos, cumprindo todos os requisitos definidos pelo Código. Uma vez publicado, um nome é considerado **disponível** do ponto de vista nomenclatural. Caso um mesmo táxon tenha dois ou mais nomes disponíveis, eles são considerados sinônimos. De acordo com o princípio da prioridade, o nome mais antigo, chamado de *sinônimo sênior*, permanece em uso e é o único considerado **válido**. Os outros nomes são considerados *sinônimos juniores*. Um sinônimo júnior continua "disponível" e "ocupado" e não pode ser reutilizado para outro táxon. Isso porque essa sinonímia é subjetiva e pode ser revertida. Os sinônimos ficam para sempre reservados devido à possibilidade de um estudo posterior chegar à conclusão de que eles de fato representam táxons distintos, o que resultaria na sua revalidação.

Um nome não publicado ou publicado em desacordo com os requisitos do Código não está disponível e é chamado de *nomen nudum* (plural *nomina nuda*). Um *nomen nudum* não existe do ponto de vista nomenclatural e não deve ser usado. Eles têm origem principalmente em teses e trabalhos não publicados nos quais foram propostos novos táxons, e também em espécimes de coleções que foram etiquetados com nomes não publicados. Esses nomes eventualmente aparecem na literatura, mas seu uso deve ser evitado a todo custo.

Um nome pode ser usado para apenas um táxon. Se algum taxonomista batizar um novo táxon com um nome **pré-ocupado**, isto é, que já havia sido atribuído a outro táxon, o novo nome é considerado um **homônimo** primário e deve ser substituído. A substituição deve ser feita formalmente em uma publicação, indicando um novo nome.

Tipos são espécimes ou táxons de referência que têm a finalidade de estabilizar a nomenclatura. **Tipos** de espécies e subespécies são indivíduos selecionados como referência para solucionar qualquer problema futuro de identidade. Eles devem ser depositados em instituições públicas como museus, onde poderão ser reexaminados sempre que necessário. Por exemplo, quando duas ou mais espécies são muito próximas e não sabemos exatamente como elas correspondem aos nomes disponíveis, a dúvida pode ser resolvida através do exame dos tipos. O local onde ficará depositado o tipo deve estar adequadamente informado na publicação com a descrição original da espécie. No caso de táxons superiores, o tipo é um táxon de nível imediatamente inferior. O tipo de um gênero é uma espécie (chamada de espécie-tipo do gênero). Caso um gênero seja subdividido após uma revisão taxonômica, o nome permanecerá com o subgrupo que inclui a espécie-tipo. O mesmo se aplica o nível da família, para a qual sempre há um gênero-tipo. A designação de tipos é obrigatória para táxons de todas as categorias cobertas pelo Código (de subespécie até superfamília); sem isso os nomes não se tornam disponíveis.

Todos os nomes do sistema de classificação devem ser em latim ou latinizados, e de acordo com a gramática latina. Nomes do grupo da família são uninominais e no plural. Na nomenclatura zoológica, os nomes de famílias terminam em *-idae*, de superfamílias em -oidea, de subfamílias em *-inae* e de tribos em *-ini*. Essas terminações são diferentes para plantas, bactérias e vírus.

Nomes de gêneros e subgêneros devem ser substantivos no nominativo singular ou tratados como tal. Os nomes de subgêneros, quando incluídos, ficam entre parênteses entre o nome do gênero e o da espécie. Ambos devem sempre ser escritos com a inicial maiúscula.

Nomes de espécies são sempre **binominais**. Isto é, "*Musca domestica*" é um único nome com duas partes, sendo que a primeira parte (primeiro epíteto) repete o nome do gênero, mas é parte do nome da espécie. Em outra palavras, o nome da espécie não é "*domestica*", no gênero *Musca*, mas *Musca domestica*. Nomes de espécies e subespécies são adjetivos no nominativo singular e devem concordar com o nome do gênero. O nome do gênero pode ser masculino, feminino ou neutro, e o epíteto específico deve estar na forma correspondente. O epíteto específico sempre deve ser escrito com a inicial minúscula.

O nome do autor não faz parte do nome do táxon e seu uso é opcional, embora recomendado. A autoria refere-se ao nome, não ao táxon. O autor é aquele que torna o nome disponível, isto é, o responsável pela publicação do nome.

Emprego dos nomes científicos

Nomes de táxons de categorias acima de superfamília (filos, classes, ordens) não são regulamentados pelo Código. A única regra é que eles são uninominais e sempre escritos com a inicial maiúscula. Não se aplica a regra da prioridade a esses nomes e, portanto, os nomes em uso não são necessariamente os mais antigos, mas sim os mais aceitos pela comunidade. No caso dos insetos, existem várias ordens com mais de um nome proposto na literatura. Exemplos: Blattaria = Blattodea; Archaeognatha = Microcoryphia; Phasmida = Phasmatodea, entre outros. Como não existem regras, não há como dizer que uma forma seja correta e a outra incorreta. O critério recomendado é usar a forma mais comum e que haja consistência, isto é, adotar apenas uma delas.

Nomes de gêneros, subgêneros, espécies e subespécies devem ser destacados do restante do texto, o que normalmente

é feito através do uso de itálico. Caso todo o texto esteja em itálico, esses nomes devem ser impressos em letras romanas (não itálico). Os nomes de gêneros, como *Dichelacera*, e subgêneros, como *Dichelacera* (*Psalidia*) devem ser sempre escritos com inicial maiúscula. Os nomes de espécies devem sempre ser usados no formato binominal, precedidos pelo nome do gênero, como *Tabanus importunus*.

Nomes de autores e ano de publicação podem opcionalmente acompanhar os nomes dos táxons. É preciso evitar confusão entre nomes de autores de táxons e citações bibliográficas. Os nomes de autores seguem o formato definido pelo Código, que pode ser diferente do formato das citações bibliográficas. No caso de espécies, a apresentação do nome do autor (ou autor mais ano) entre parênteses não é opcional ou arbitrário: segue uma regra bem definida. Os parênteses indicam que aquela espécie foi descrita originalmente em outro gênero e depois foi transferida para o gênero atual. Não é permitido uso de vírgulas ou outro símbolo ou sinal de pontuação entre o nome do táxon e o autor. Exemplos: *Termes* Linnaeus, 1758; *Zorotypus* (*Octozoros*) Engel, 2003; *Termes fatalis* Linnaeus, 1758; *Convexitermes nigricornis junceus* Emerson. Com mudança de gênero: *Syntermes molestus* (Burmeister, 1839), originalmente batizado como *Termes molestus* Burmeister, 1839 e posteriormente transferido para o gênero *Syntermes*. O nome do autor da combinação não aparece em nomes na taxonomia zoológica. Nomes de autores de táxons superiores, como famílias e ordens, também podem ser apresentados da mesma forma (nunca entre parênteses), mas seu uso é pouco comum. Em geral, basta indicar o nome do autor de um táxon na primeira vez em que o nome aparece em um texto.

No caso de combinações como gênero e subgênero ou gênero e espécie, em Zoologia, o nome do autor sempre se refere ao táxon de categoria mais baixa. Por exemplo, no caso do nome da subespécie *Convexitermes nigricornis junceus* Emerson, esse é o autor da subespécie; o autor da espécie é outro (nesse caso, Holmgren), mas que não aparece indicado junto ao nome.

Nomes de gêneros podem ser abreviados depois que o nome completo já apareceu pelo menos uma vez no texto, tomando sempre o cuidado de evitar ambiguidade. *Coptotermes havilandi* poderia ser abreviado como *C. havilandi*; porém se no mesmo texto aparecer a espécie *Cryptotermes havilandi*, a abreviação "*C.*" seria ambígua. Nesse caso, seria suficiente acrescentar mais uma letra na abreviação: *Co. havilandi* e *Cr. havilandi*.

Várias abreviações são frequentemente usadas em associação com nomes científicos, mas não são regulamentadas pelo Código e não fazem parte dos nomes. Seu uso ocorre principalmente em listas de espécies resultantes de inventários e refletem vários graus de incerteza na identificação. Essas abreviações não são escritas em itálico e terminam em ponto. Abaixo, seguem alguns exemplos.

- **aff.** Do latim *affinis*, indica um táxon novo relacionado a um táxon já existente. Exemplo: *Termes* aff. *fatalis* indica uma nova espécie, próxima de ou semelhante a *T. fatalis*, mas que se acredita ser distinta.
- **cf.** Do latim *confer* (comparar), indica uma identificação provisória que necessita confirmação. Exemplo: *Termes* cf. *fatalis* indica que os espécimes examinados foram identificados tentativamente como *T. fatalis*. Um exame mais detalhado pode confirmar ou não essa identificação. A identificação incerta pode ser resultado de espécimes danificados, ausência de descrições adequadas na literatura, variação morfológica etc.
- **sp.** Abreviação de "espécie", indica apenas que essa é uma espécie não identificada dentro desse gênero. "*Termes* sp." significa uma espécie que se sabe pertencer ao gênero *Termes*, mas que não se sabe qual é. No caso de haver várias espécies em um trabalho que pertencem ao mesmo gênero mas que nenhuma delas está de fato identificada, usa-se uma letra ou número depois da abreviação "sp." Como esses nomes se referem a espécie indeterminadas, não são seguidos de nomes de autores—por exemplo, *Nasutitermes* sp. 1, *Nasutitermes* sp. 2.
- **spp.** Abreviação para "espécies", indica duas ou mais espécies indeterminadas do mesmo gênero. Um exemplo seria *Nasutitermes* spp., que se refere a material sabidamente pertencentes a duas ou mais espécies indeterminadas do gênero *Nasutitermes*.
- **ssp.** Abreviação para "subespécie", é raramente usada para insetos e só deve aparecer após o nome da espécie. Exemplo: *Atta sexdens* ssp. indica que a subespécie de *Atta sexdens* não foi determinada.

Identificação

Identificar é o processo de determinar a posição de um indivíduo ou amostra dentro da estrutura da classificação que já foi proposta. A identificação ou inclusão de um exemplar na classificação de um grupo ocorre dos níveis superiores para os inferiores. O grau de dificuldade aumenta, evidentemente, a cada nível. É relativamente fácil identificar um indivíduo como sendo um inseto. Exige algum conhecimento técnico determinar que esse inseto pertence à ordem Coleoptera. Identificar ordens de insetos é uma tarefa relativamente trivial, mas a determinação da família a qual esse exemplar pertence depende de um treinamento muito maior e, muitas vezes, o auxílio de chaves de identificação. Finalmente, a identificação de gênero e espécie depende de um treinamento muito especializado, acesso a bibliografia especializada e a coleções taxonômicas corretamente identificadas. Para a maioria dos grupos de insetos, a identificação segura de espécies só é feita por especialistas.

A identificação de espécies de insetos é particularmente difícil por várias razões: (1) a existência de uma imensa diversidade, com uma grande proporção de espécies ainda não descritas e catalogadas; (2) o tamanho reduzido da maioria das espécies, obrigando o uso de lupas, microscópios e preparações e montagens especiais; (3) a metamorfose sofrida pela maioria das espécies, que dificulta a identificação de imaturos; (4) a escassez de informações sobre a história natural e distribuição geográfica de uma grande proporção de espécies.

A identificação precisa de insetos é de extrema importância em muitos casos com interesse aplicado, havendo grandes prejuízos quando há identificação incorreta

de pragas agrícolas, vetores de doenças e seus inimigos naturais. A história da cochonilha *Aonidiella aurantii* é um bom exemplo dos potenciais problemas causados por uma identificação incorreta. Essa espécie é originária do Velho Mundo e tornou-se praga de citros na América do Norte. Vários esforços de introdução de inimigos naturais para controle biológico falharam devido à incapacidade de diferenciar *A. aurantii* de espécies próximas, pois resultou na seleção e introdução de parasitoides que preferiam outros hospedeiros (Gordh & Beardsley 1999). Isso só ficou evidente depois que um taxonomista fez uma revisão taxonômica cuidadosa do gênero *Aonidiella*. Na área de saúde pública, a história dos mosquitos do complexo *Anopheles maculipennis* na Europa é outro exemplo (Davis 1995). Atualmente esse complexo inclui 18 espécies reconhecidas, que diferem muito na capacidade de transmissão de malária. Devido à semelhança morfológica entre elas, foram inicialmente tratadas como uma única espécie, com um enorme desperdício de tempo e esforço no controle de espécies que, na verdade, não são vetores.

Os seguintes métodos de identificação podem ser usados para insetos: (1) chaves de identificação; (2) comparação com material corretamente identificado em coleções taxonômicas; (3) comparação com descrições taxonômicas e figuras publicadas; (4) métodos moleculares. Em última instância, é comum a necessidade de consulta a um especialista ou serviço pago de identificação—que não são métodos em si, mas um caminho necessário em muitos casos. A seleção do método mais adequado depende principalmente da disponibilidade de bibliografia especializada, coleções e da experiência do entomólogo responsável pela identificação.

Chaves de identificação devem ser a primeira opção na maioria dos casos. Elas são ferramentas desenvolvidas especificamente para esse fim e algumas são direcionadas a não especialistas. As melhores chaves são bem ilustradas e baseadas em caracteres absolutos (presentes ou ausentes) e constantes, com pouca variação intraespecífica. O tipo mais comum de chave é a dicotômica justaposta, como as que estão presentes ao longo de todo este livro. Chaves pictóricas são baseadas em figuras e normalmente destinadas a identificação de grupos específicos de insetos por um público mais técnico. O Guia de Identificação de Pragas Agrícolas de Zucchi *et al.* (1993) é um bom exemplo de chave pictórica.

Chaves eletrônicas interativas têm sido desenvolvidas desde a década de 1980. O sistema Delta - Intkey (Dallwitz *et al.* 1993) é um exemplo de um programa capaz de gerar chaves interativas a partir de uma matriz de caracteres. As vantagens das chaves interativas sobre as tradicionais incluem a possibilidade de seguir os passos em qualquer ordem, examinando os caracteres mais convenientes, também com a facilidade de incluir imagens coloridas a baixo custo. Por exemplo, numa chave tradicional, um dos passos pergunta o número de artículos da antena do inseto, mas o espécime disponível está com as antenas quebradas, o que, de modo geral, resulta na incapacidade de seguir adiante na identificação. Com uma chave interativa, é possível pular esse passo. Uma desvantagem das chaves eletrônicas é a dependência de computadores. A disponibilidade cada vez mais ampla hoje em dia de computadores portáteis de baixo custo tem reduzido essa limitação.

A comparação com espécimes de uma coleção de referência é um método eficiente de identificação, mas depende da disponibilidade de uma coleção bem organizada e identificada por um especialista. Além disso, esse método exige um bom conhecimento da morfologia e algum treinamento, e deve ser acompanhado pela comparação simultânea com a literatura taxonômica. O uso desse método por pessoas inexperientes, entretanto, pode levar a erros grosseiros, por exemplo em casos de mimetismo e de conjuntos de espécies muito semelhantes entre si.

Na ausência de chaves e de coleções de referência, a identificação pode ser feita por comparação com descrições taxonômicas. Para cada espécie, sempre há pelo menos uma descrição taxonômica disponível. Essa literatura, no entanto, pode ser difícil de obter e/ou estar em um idioma não dominado pela pessoa interessada. A literatura taxonômica atual é dominada pelo idioma inglês, mas existe uma grande diversidade de idiomas nas publicações mais antigas, especialmente alemão e francês, podendo incluir ainda italiano, sueco, russo, japonês e outras. Algumas das publicações antigas são praticamente inúteis como ferramenta de identificação devido ao texto muito superficial e ausência de ilustrações adequadas.

O uso de métodos moleculares para identificação de rotina foi proposto através da iniciativa "DNA *barcoding*", que seria um sistema de identificação baseado no gene mitocondrial citocromo oxidase 1 (CO1). Essa proposta tem gerado grande polêmica, especialmente com a ideia de que o *barcoding* possa não apenas identificar espécies já descritas, mas servir para delimitar espécies. O uso desse método depende da construção de um banco de dados associando espécies com a respectiva sequência de CO1, que ainda não existe. A existência de cópias nucleares desse gene mitocondrial e a existência de sobreposição entre espécies muito próximas quanto a essas sequências fazem com que haja restrições ao uso dessa técnica como uma ferramenta taxonômica universal. Mas ela apresenta vantagens óbvias em casos como a identificação de imaturos, ovos e fragmentos em situações aplicadas de agronomia, veterinária e Entomologia Forense.

A consulta a especialistas e serviços pagos de identificação é rotina para alguns grupos de insetos. Algumas pessoas colocam essa opção em primeiro lugar. No entanto, existem várias razões para tentar outros métodos primeiro. O primeiro problema é encontrar um especialista. Para muitos grupos de insetos não existem especialistas no Brasil—em alguns casos, pode haver apenas um especialista no Mundo. É importante considerar também que a maioria dos taxonomistas são professores ou pesquisadores, que têm diversas outras atribuições, sobrando pouco tempo para identificações de rotina. Existem também alguns serviços pagos de identificação, principalmente para grupos de interesse econômico como insetos pragas. O envio de insetos a especialistas estrangeiros pode esbarrar em problemas legais e burocráticos relativos à exportação e importação de material biológico. Antes do envio, é necessário obter informações atualizadas sobre a legislação dos dois países envolvidos.

Referências bibliográficas

Amorim, D. S. 2002. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Ribeirão Preto, Holos, 156 p.

Brusca, R. C. & G. J. Brusca. 2003. **Invertebrates**, 2a. edição. Sunderland, Sinauer Associates, 936 p.

Candolle, A. P. 1813. **Théorie élémentaire de la Botanique**. Paris, Déterville, 527 p.

Dallwitz, M. J., T. A. Paine & E. J. Zurcher. 1993. **User's guide to the DELTA system: a general system for processing taxonomic descriptions**. Camberra, CSIRO, 117 p.

Davis, G. M. 1995. Systematics and public health. **BioScience 45**: 705–714.

Felsenstein, J. 2004. **Inferring Phylogenies**. Sunderland: Sinauer Associates, 664 p.

Goloboff, P., J. S. Farris & K. C. Nixon. 2008. TNT, a free program for phylogenetic analysis. **Cladistics 24**: 774–786.

Gordh, G. & J. W. Beardsley. 1999. Taxonomy and biological control, p. 45–56. *In:* T. S. Bellows & T. W. Fisher (eds.), **Handbook of Biological Control**. San Diego, Academic Press, 1046 p.

Haeckel, E. H. P. A. 1866. **Generelle Morphologie der Organismen**. Berlim, G. Reimer, 2 vols. 1278 p.

Hennig, W. 1950. **Grundzüge einer Theorie der phylogenetischen Systematik**. Berlim, Deutscher Zentralverlag, 370 p.

Hennig, W. 1966. **Phylogenetic Systematics**. Urbana, University of Illinois Press, 263 p.

ICZN. 1999. **International Code of Zoological Nomenclature**, 4a. edição. Londres, International Trust for Zoological Nomenclature, 336 p.

Linnaeus, C. 1758. **Systema Naturae**, 10a. edição. Holmiae, Laurentii Salvii, 823 p.

Mayr, E. & E. G. Linsley, & R. L. Usinger. 1953. **Methods and Principles of Systematic Zoology**. New York, McGraw-Hill, 336 p.

Schuh, R. T. & A. V. Z. Brower. 2009. **Biological Systematics: Principles and Applications**, 2a. Edition, 2nd edição. Ithaca, Cornell University Press, 311 p.

Simpson, G. G. 1961. **Principles of Animal Taxonomy**. New York, Columbia University Press, 247 p.

Sokal, R. R. & P. H. A. Sneath. 1963. **Principles of Numerical Taxonomy**. São Francisco, WH Freeman & Co, 359 p.

Swofford, D.L., 2002. **PAUP* 4.0: Phylogenetic analysis using parsimony (and other methods)**. Sunderland, Sinauer,

Zucchi, R. A., S. Silveira-Neto & O. Nakano. 1993. **Guia de identificação de pragas agrícolas**. Piracicaba, FEALQ, 142 p.

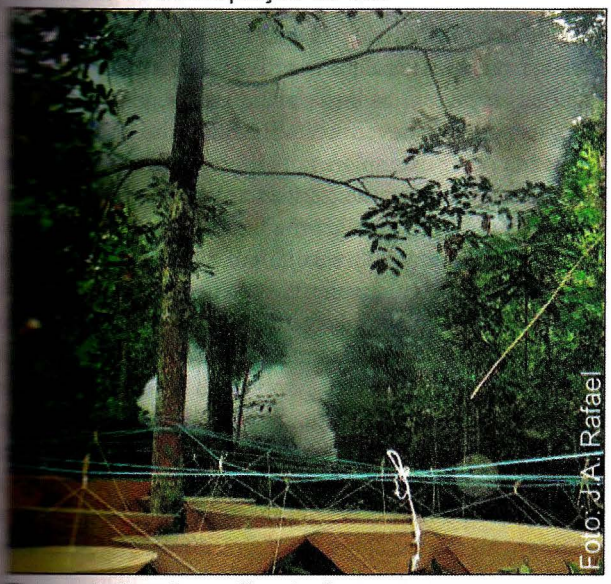
Capítulo 10

COLETA, MONTAGEM, PRESERVAÇÃO E MÉTODOS PARA ESTUDO

Lúcia Massutti de Almeida
Cibele S. Ribeiro-Costa
Luciane Marinoni

Armadilha de interceptação de voo

Rede entomológica ou puçá



Termonebulização ou *"fogging"*

Armadilha de emergência

COLETA, MONTAGEM, PRESERVAÇÃO E MÉTODOS PARA ESTUDO

Lúcia Massutti de Almeida
Cibele S. Ribeiro-Costa
Luciane Marinoni

Os insetos podem ser coletados para estudos de morfologia, de ciclo de vida ou de interação entre as espécies, para a confecção de coleções didáticas, para a constituição de coleções científicas ou ainda como *hobby*. Há recomendações gerais de métodos de coleta, montagem e preservações que variam conforme o propósito da coleta. Insetos que sejam pragas, por exemplo, devem ser coletados em número elevado de espécimes, normalmente superior a 20, para que possam ser enviados a especialistas para identificação. Se houver formas imaturas, elas devem, de preferência, ser trazidas ao laboratório para criação e obtenção dos adultos, pois geralmente é difícil a identificação de uma espécie utilizando apenas os imaturos. É importante também enviar para identificação, sempre que possível, uma amostra da planta onde o inseto foi coletado, pois algumas espécies podem ocorrer exclusivamente em determinadas plantas, sendo esse dado importante para a sua identificação.

Como os insetos de modo geral são muito abundantes, a probabilidade de que coletas, mesmo extensivas, tenham algum impacto no tamanho das populações é irrelevante. Portanto, tecnicamente, não há motivo para preocupação com o rompimento do equilíbrio ecológico causado pelas coletas para fins de pesquisas.

Para uma coleta eficiente visando um levantamento entomofaunístico, a estrutura do ambiente do local visitado deve ser examinada minuciosamente: arbustos, vegetação rasteira, flores, frutos em decomposição, galhos e folhas caídos, restos de culturas agrícolas, fendas no solo, barrancos, troncos de árvores, animais mortos, dejetos, lixo urbano, ninhos de animais, depósitos de grãos e rações, focos de iluminação pública, folhiço suspenso sobre árvores ou acumulado no solo, entre outros. Devido à grande diversidade biológica dos insetos, recomenda-se que seja explorado o maior número possível de micro-hábitats, de maneira a encontrar as espécies que vivem em cada um deles.

Tendo em vista que os inventários realmente exaustivos são quase sempre inviáveis, deve-se racionalizá-los economizando esforços e recursos, fornecendo resultados rápidos aplicáveis às questões de manejo e conservação da biodiversidade. Para isso, recomenda-se centrar inventários em grupos com taxonomia e biogeografia mais bem conhecidas ou explorar um táxon de grande versatilidade ecológica; adotar métodos de coleta comparáveis e esforço de amostragem semelhante como pré-requisito para correlacionar a diversidade de diferentes táxons; concentrar esforços para levantamentos em áreas para as quais já exista alguma informação, como dados abióticos, imagens de satélite etc., resultando no aproveitamento da infraestrutura e disponibilidade de dados; selecionar pontos de amostragem distribuídos de acordo com uma classificação de ecossistemas ou hábitats caracterizados por ecólogos de paisagem, possibilitando a correlação direta de espécies com a de paisagens ou outra representação estrutural dos ecossistemas (Lewinsohn 2001).

Dependendo dos métodos utilizados, as coletas podem ser divididas em ativas e passivas. As coletas ativas permitem a exploração de hábitats específicos, direcionando voluntariamente o esforço de coleta e exigindo a presença do coletor, que participa ativamente da coleta e utiliza instrumentos como redes, aspiradores, guarda-chuvas entomológicos e outros aparatos conforme os objetivos de seus estudos. As coletas passivas são aquelas em que as armadilhas capturam os insetos sem a presença do coletor. Os dois tipos podem e devem ser utilizados aditivamente quando se pretende obter exemplares de diferentes grupos de insetos, pois muitos equipamentos são seletivos e coletam em maior abundância alguns grupos particulares.

As várias armadilhas e diferentes técnicas correspondem a estratégias para coletar insetos com eficiência a partir do conhecimento de sua biologia. Não há nenhuma técnica de coleta que seja individualmente suficiente para coletar todos os grupos de insetos de um ambiente. Há insetos diurnos e noturnos; alados e sem asas; que vivem no solo, na folhagem da vegetação rasteira, em troncos ou nas copas das árvores; que são ativos o ano inteiro e apenas em uma parte do ano; que se alimentam de flores, de folhas, de animais ou plantas em decomposição, hematófagos, fitófagos e predadores; aquáticos e terrestres. Assim, para um levantamento eficiente em uma região, é necessária a diversificação de técnicas.

O tipo de armadilha a ser utilizado depende do grupo de insetos que se deseja coletar. Neste capítulo, estão divididas em

armadilhas interceptadoras de deslocamento por voo, interceptadoras de deslocamento por marcha, armadilhas extratoras e armadilhas atrativas. A seguir, serão citadas as mais frequentemente utilizadas em levantamentos gerais de entomofauna. Descrições detalhadas das diversas armadilhas, inclusive os modelos para sua confecção, são encontrados em Almeida *et al.* (1998).

A maneira mais simples de se coletarem insetos é manualmente, utilizando as mãos, sem qualquer equipamento. Esse método, entretanto, apenas é eficiente para espécies com pouca mobilidade e inofensivas. Para espécies que mordem, ferroam ou liberam substâncias cáusticas a coleta manual deve ser feita utilizando equipamentos apropriados, como pinça, rede entomológica e frascos letais, de modo a evitar ferimentos e alguma reação alérgica. No entanto, para que se obtenha maior diversidade, outros equipamentos mais sofisticados descritos a seguir podem ser utilizados, sempre em função dos objetivos inicialmente traçados.

Equipamentos de coleta. A maior parte dos equipamentos descritos abaixo pode ser adquirida em empresas especializadas em pesquisa biológica. No Brasil, esse comércio é quase inexistente, mas na América do Norte e na Europa, é bastante difundido. O preço desse material, em especial com as taxas de importação, pode ser elevado. Para minimizar o custo, alguns equipamentos podem ser confeccionados pelo próprio coletor, com auxílio de serviços externos. O valor da preparação de cada item pode chegar à metade ou mesmo a um terço do material importado. Apenas alguns itens são mais difíceis de ser confeccionados e devem ser adquiridos.

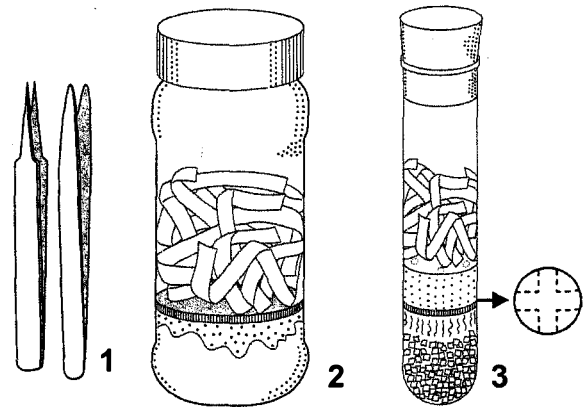
Equipamentos e métodos para coletas ativas

a) Pinças e pincéis. Como os insetos geralmente possuem corpo frágil, seu manuseio durante as etapas de coleta, transporte e montagem deve ser feito com o uso de pinças finas e leves, como as utilizadas por relojoeiros (Fig. 10.1). As pinças com mola frouxa e ponta arredondada são apropriadas para borboletas e formas imaturas. Pinças longas devem ser utilizadas para insetos agressivos e venenosos. No caso de insetos muito pequenos e frágeis, o manuseio deve ser feito com uso de pincéis pequenos, número 1 ou 2, umedecidos em álcool.

b) Frascos com álcool. Os frascos com conservantes são utilizados para a coleta de formas imaturas e de adultos de corpo mole. O álcool etílico (ou etanol) em concentração entre 70% e 80% é o líquido mais frequentemente utilizado para matar os insetos coletados e ainda atua como meio permanente de conservação (ver item 3). Concentrações maiores às vezes desidratam demais os espécimes, mas a concentração de 90% é recomendada para sequenciamento de DNA. O álcool que deve ser usado é o comercial 92,8°. Para a preparação do álcool nas concentrações precisas de 70% ou 80%, é necessário o uso de alcoômetro. Na falta desse aparelho, uma regra simples de diluição é 3 partes de álcool comercial para uma parte de água. Para o álcool comum (92, 8° INPM), isso resulta em 71% em volume. No campo, sem alcoômetro ou proveta, esse é o modo mais prático. Para alguns grupos de insetos, como os com asas membranosas delicadas, deve-se utilizar o álcool comercial puro para que as asas não se dobrem e para que as partes moles do corpo não enruguem. O álcool em qualquer concentração pode causar a mudança de coloração em insetos com coloridos vistosos. Nunca se deve esquecer de incluir em cada frasco a etiqueta de procedência, descrita mais adiante.

c) Frascos letais. Logo após a coleta, os insetos devem ser mortos em frascos letais com substâncias tóxicas de diferentes graus de eficiência. Devem ser preferencialmente de boca larga, com tampa de boa vedação e resistentes. É recomendado que se leve frascos de vários tamanhos para as coletas desde pequenos, com cerca de 2,5 cm de diâmetro e 10 a 15 cm de altura, a outros maiores. O frasco letal mais simples e frequentemente utilizado é confeccionado com um recipiente contendo algodão no fundo, embebido com acetato de etila (Fig. 10.2), coberto por uma rodela de papelão ajustada à parede interna do frasco. No papelão, são feitos recortes nas bordas laterais que permitem a passagem dos gases do acetato de etila para a parte superior do frasco. Outra opção é substituir o papelão, cobrindo o algodão com uma camada de gesso com cerca de 1,5 cm de espessura, preparada com pó de gesso misturado a água. Quando o gesso estiver quase seco, deve ser perfurado com um prego ou estilete, para que o acetato atinja o algodão e, ao mesmo tempo, também permita que o gás do acetato de etila passe para a porção superior do frasco, matando os insetos. Tiras de papel absorvente devem ser adicionadas no frasco letal para absorver o excesso de umidade, diminuir o contato entre os exemplares e evitar a quebra dos insetos. Além do acetato de etila, outros líquidos tóxicos podem ser utilizados, como éter, clorofórmio ou tetracloreto de carbono.

Para utilização de um veneno mais potente, pode-se optar pelo cianeto. É indispensável salientar, no entanto, que o cianeto é extremamente tóxico e cumulativo no organismo, de modo que o cuidado com o seu manuseio deve ser redobrado. Há relatos de acidentes fatais por ingestão. Para a preparação do frasco letal com o cianeto, faz-se necessária a preparação de um frasco especial (Fig. 10.3). Nesse frasco, coloca-se uma camada de cerca de 2 cm de cristais de cianeto de cálcio, de sódio ou de potássio e, sobre esta, uma fina camada de serragem, separada de uma camada de gesso por uma rodela de papelão (Steyskal *et al.* 1986). A preparação do gesso é semelhante à descrita para o



Figuras 10.1-3. Equipamentos para coleta. **1**, pinças de ponta fina para coleta e montagem de insetos; **2-3**, frascos letais para coletas entomológicas.

frasco com acetato de etila. A porção inferior do frasco deve ser protegida externamente com esparadrapo ou fita adesiva espessa para evitar que, em caso de quebra, o veneno se espalhe.

As principais vantagens do frasco letal com cianeto são: (a) ação prolongada, não sendo necessária reposição de veneno (sua ação enfraquece com o tempo, principalmente com alta umidade); (b) morte mais rápida dos insetos (os besouros são muito resistentes e não morrem rapidamente); (c) os insetos não são colocados em contato direto com o veneno; (d) pouca mudança da coloração original (insetos de coloridos vistosos com frequência mudam muito de cor com outras substâncias). O principal inconveniente do uso do cianeto é o fato de ser uma substância química extremamente tóxica, além de endurecer os insetos depois de algum tempo. Sua compra tem que ser autorizada pelo exército, o que é bastante inconveniente. Os cuidados necessários com a preparação do frasco letal devem começar com o manuseio do cianeto. Sempre devem ser utilizadas luvas, pinça e, de preferência máscara, mantendo o produto tão afastado do rosto quanto possível. Qualquer resíduo do cianeto em pinças deve ser removido cuidadosamente e as luvas devem ser imediatamente descartadas como material hospitalar, devido à longa atividade de sua ação tóxica. Ainda como medida de segurança, o frasco deve ser identificado com uma etiqueta escrita "Veneno" com letras grandes ou o símbolo para a presença de substâncias altamente tóxicas.

De maneira geral, há alguns cuidados a serem tomados durante o manuseio de quaisquer frascos letais e do material coletado: não deixá-los expostos ao sol, pois as substâncias químicas volatilizam-se rapidamente e perdem seu efeito; separar os espécimes mais frágeis, normalmente os menores, ainda no campo, para que não se danifiquem; evitar o acúmulo de insetos em um mesmo frasco; não deixar os exemplares por muito tempo dentro do frasco com cianeto, pois estes tendem a endurecer mais rapidamente; insetos com asas frágeis, como borboletas e libélulas, além das formas imaturas, não devem ser colocados em frascos letais; nunca aspirar o ar no interior do frasco letal para tentar reconhecer a substância mortífera.

Os frascos letais podem ser transportados de maneira segura utilizando-se um cinturão com encaixe de diversos tamanhos. Coletes especiais com vários bolsos também são apropriados para essa finalidade.

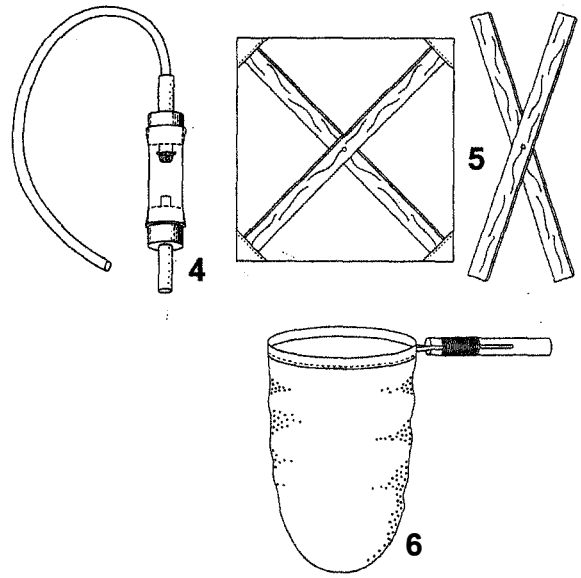
d) Aspirador. Alguns insetos podem ser coletados com mais facilidade com o auxílio de um aspirador. Os aspiradores mais simples consistem de um tubo plástico transparente semiflexível com as extremidades fechadas com rolhas de borracha (Fig. 10.4). Através de uma das rolhas, insere-se um tubo curto de plástico rígido. Na outra extremidade do tubo transparente, também no centro da rolha, deve ser introduzido outro tubo de plástico rígido com o mesmo comprimento do anterior. Acoplado a este, conecta-se um tubo de plástico flexível ou de borracha, bem mais longo, por onde serão aspirados os insetos. A extremidade interna do tubo rígido, dentro do tubo maior, deve ser revestida com filó, para que, após passarem para o espaço interno do aspirador, não sejam ingeridos pelo coletor. Os insetos capturados devem ser transferidos rapidamente para o frasco letal, evitando o acúmulo e consequente quebra dos indivíduos. Hoje existem aspiradores que funcionam a pilha para evitar que as pessoas inalem microorganismos patogênicos.

e) Guarda-chuva entomológico. É especialmente utilizado para a coleta de pequenos insetos, ápteros ou alados com pouca mobilidade, que pousam em arbustos. É confeccionado com morim branco e reforços triangulares em cada um dos cantos para encaixe de duas hastes de madeira intercruzadas (Fig. 10.5). Uma vara de madeira é utilizada para bater nos arbustos, fazendo com que os insetos caiam sobre o guarda-chuva, onde são capturados mais facilmente com o uso de um copo coletor, pincel, pinça ou aspirador.

f) Redes entomológicas (puçás e rapichés). Redes entomológicas, também chamadas de puçás, são usadas principalmente para coletar insetos durante o voo. São constituídas por um aro de arame resistente de dimensões variáveis e por um saco de tela fina de náilon ou filó, com borda reforçada, por onde é passado o aro de arame (Fig. 10.6). ao profundidade do saco deve ser de no mínimo duas vezes a dimensão do aro.

A rede entomológica utilizada para a coleta de borboletas e libélulas pode ter como adaptação um cabo longo e de preferência com partes que possam ser telescopadas. Borboletas e mariposas de corpos delgados devem ser mortas ainda dentro da rede apertando-se o tórax lateralmente, com os dedos indicador e polegar, à altura do segundo par de pernas. Se colocadas em frasco letal, as asas podem quebrar e haver perda das escamas. Borboletas e mariposas de corpos robustos devem ser mortas ainda dentro da rede com a injeção de pequena quantidade de amoníaco no tórax.

A rede entomológica de varredura utiliza a mesma estrutura, substituindo-se o tecido fino por um mais resistente, como o morim, que suporte as perfurações causadas por galhos e espinhos de plantas. A rede de varredura é usada para coletar



Figuras 10.4-6. Equipamentos para coleta. **4**, aspirador bucal; **5**, guarda-chuva entomológico com travessa de madeira em X; **6**, rede entomológica.

diretamente na vegetação rasteira e arbustos. Todo o material coletado, insetos e partes de plantas, pode ser recolhido em sacos plásticos contendo um chumaço de algodão embebido em acetato de etila. A separação dos insetos pode ser feita depois no laboratório, sob microscópio estereoscópico.

A rede entomológica para coleta aquática, também chamada de rapiché, é utilizada especialmente para formas imaturas e adultas que vivem em ambientes aquáticos, como mosquitos, libélulas, efemerópteros etc, além de algumas formas adultas (percevejos e besouros). A abertura da rede pode ser quadrada ou com o formato de um "D" (Lehmkuhl 1979; Merrit & Cummins 1996). Seu uso é semelhante ao de uma rede entomológica, mas é de tamanho menor e deve ser confeccionada com tecido resistente, de náilon, que permita a passagem da água. Pode-se utilizar também um coador de náilon ou metal, como uma peneira de cozinha, acoplada a um cabo de madeira longo.

g) Armadilhas luminosas. Fontes artificiais de luz são um atrativo para diversos grupos noturnos de insetos alados. É difícil saber se as fontes artificiais de luz confundem ou auxiliam os insetos, mas com certeza são eficientes para coletar vários grupos. A melhor época para instalação dessas armadilhas é durante a lua nova, com noites mais escuras.

Há vários tipos de armadilhas e, dependendo do modelo utilizado, podem ser incluídas na categoria das coletas ativas ou das passivas. O método ativo é quando se utiliza uma fonte luminosa próxima a um tecido branco ("lençol") esticado entre dois suportes ou uma parede branca como superfície de coleta. O coletor permanece ao lado da superfície iluminada, capturando o grupo de seu interesse e de acordo com uma programação estabelecida, às vezes coletando durante toda noite. Essas coletas tendem a ser mais seletivas, já que os insetos que pousam na superfície clara são capturados manualmente e mortos em frasco letal ou com aplicação de amoníaco. Isso permite uma coleta cuidadosa, sem danos a partes muito delicadas dos insetos. Mariposas são um dos grupos mais abundante nesse tipo de coleta. Especial atenção deve ser dada para insetos diminutos, como estrepsípteros, que muitas vezes passam despercebidos. Por isso, é importante fazer uma alça na parte inferior do tecido para coletar uma amostra significativa do material que, de outra maneira, iriam para o chão.

Outro método de armadilha luminosa é o modelo "Luiz de Queiroz" (Silveira Neto & Silveira 1969), que consiste em um funil acoplado a um tubo inserido em um recipiente com álcool. Sobre o funil são encaixadas duas aletas em cruz e, entre elas, a fonte luminosa (Fig. 10.7). O inseto atraído pela luz choca-se com as aletas e cai no frasco coletor, na parte inferior. É um método de coleta passiva em que o coletor pode retirar o material ao fim do período estabelecido para as coletas, sem necessidade de permanecer ao lado da armadilha.

h) Termonebulização. É empregada geralmente para coleta em grandes árvores para que se possa capturar os insetos que habitam as copas ("canopy fogging"). Os produtos mais usados no aparelho termonebulizador que produzirá a nebulização são os piretroides sintéticos. Os termonebulizadores produzem uma névoa densa, visando saturar o ambiente com microgotículas do produto aplicado que, devido ao seu peso reduzido, ficam em suspensão no ambiente, sendo capazes de se deslocar em todos os espaços da copa da árvore, conforme as correntes de ar, entrando assim em contato com os insetos. O inseticida piretroide utilizado é diluído em óleo diesel a concentrações adequadas para atingir objetivos específicos. Esta mistura de diesel + inseticida é queimada a altas temperaturas no termonebulizador e liberada no ambiente na forma de névoa. O inseticida derruba os insetos, que são recolhidos em estruturas em cone ou em coberturas plásticas colocadas no solo.

i) Outras ferramentas. Para algumas coletas, são necessários ferramentas e equipamentos específicos, como picaretas, machados, pás de jardinagem, serrotes, facão (terçado), podadores etc. Para quebrar um cupinzeiro de *Cornitermes cumulans* (Kollar), por exemplo, é necessário uma boa picareta.

Equipamentos e métodos para coletas passivas

As coletas passivas utilizam armadilhas que podem permanecer montadas no campo pelo tempo determinado pelo coletor, por algumas horas ou durante meses, permitindo a coleta de uma grande variedade de insetos, recolhidos a intervalos programados.

a) Armadilhas interceptadoras de voo. Alguns grupos de insetos são bons voadores e deslocam-se ativamente em seus ambientes naturais. Entre eles, os mais frequentes são os dípteros e himenópteros, que buscam fontes de recursos voando constantemente no ambiente. Muitos grupos cujas formas jovens vivem no folhiço emergem e deslocam-se voando próximos ao solo. Essa característica permite o desenvolvimento de uma estratégia particular de coleta, com a instalação de armadilhas que interceptam o voo desses insetos, que contêm uma barreira contra a qual eles colidem.

a1. Armadilha Malaise (Fig. 10.8). Foi desenvolvida pelo entomólogo sueco René Malaise e modificada por Townes (1972) e outros que propuseram adaptações e modificações para torná-la mais eficiente. Esse modelo é constituído por uma tenda de tela de náilon sustentada por estacas de madeira, com uma barreira central também em náilon. Os insetos ao serem interceptados pela barreira tendem a subir, na tentativa de sobrepor a barreira ou ainda ao se chocarem, caem ao solo, subindo em seguida. Os insetos são capturados no ponto mais alto da tenda, com um recipiente fixo contendo álcool a 70% ou em maior concentração, pois o fluído do corpo dos insetos irá diluir o álcool com o aumento do número de exemplares presentes no coletor. Outra opção é utilizar etileno glicol 10% que é pouco volátil ou fitas impregnadas com piretroide para coleta a seco.

A cor da armadilha é um fator importante que interfere na captura. Townes (1972) utilizava a parte inferior da barreira central preta, para que a captura fosse mais eficiente, dificultando a percepção da barreira pelos insetos.

As armadilhas Malaise devem ser instaladas preferencialmente em clareiras, ao longo de trilhas, em caminhos abandonados, sobre ou perto de pequenos rios, que são caminhos naturais utilizados por insetos que voam ativamente. Deve-se ainda observar que a parte da frente da armadilha seja orientada para a região que permanece a maior parte do ano ensolarada.

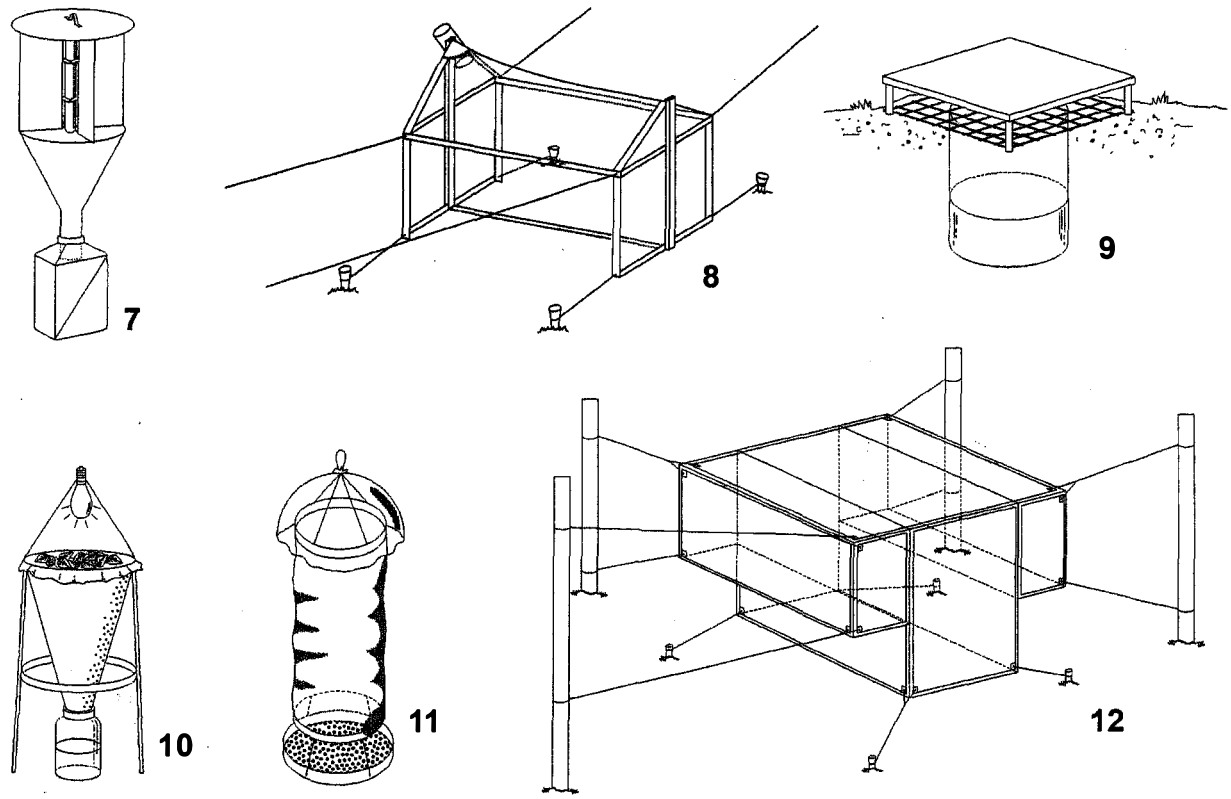
Na região Sul do Brasil, por exemplo, a orientação deve ser para o norte e na região norte a orientação deve ser leste ou oeste.

a2. Armadilha suspensa. É uma modificação da armadilha Malaise desenvolvida para capturar a fauna de insetos da copa das árvores, que constitui uma fauna consideravelmente diferente daquela que voa junto ao solo. Tem a forma de uma pirâmide com cerca de 1,8 m^2 de base, um cone de captura, um septo inferior que pode ser de diferentes cores e um frasco coletor no topo (Rafael & Gorayeb 1982). São utilizadas para captura dos insetos voadores diurnos e são instaladas a diferentes alturas, desde 1 m até o nível das copas mais altas (entre 30 e 50 metros de altura), sempre utilizando um galho alto como suporte.

a3. Armadilha tipo janela. É uma armadilha para interceptação de voo que captura insetos que caem ao encontrar um obstáculo. Consiste em um septo, o mais transparente possível, de vidro, de folha de acetato ou tela de malha fina, esticada de preferência transversalmente a uma trilha, sobre riacho ou qualquer outro tipo de hábitat. Na parte inferior do septo, coloca-se uma calha (do tipo para coleta de água de chuva) ou várias bandejas plásticas ou de alumínio que funcionem como frasco coletor. Nesses recipientes, deve haver algum líquido fixador, como o etileno glicol a 10%. Os insetos chocam- se com o obstáculo transparente ou camuflado no ambiente e caem no recipiente coletor colocado abaixo. É um tipo de armadilha muito eficiente para besouros, em particular histerídeos, escarabeídeos e outros.

b) Armadilhas interceptadoras de deslocamento terrestre (ambulatoriais ou rastejantes). De modo geral, os insetos que não voam locomovem-se sobre o substrato em alguma fase do ciclo de vida. Muitos são denominados "fauna de solo". Entre eles, estão os colêmbolos, proturos, tisanuros, formigas e imaturos de diferentes grupos. Geralmente são insetos ápteros que buscam fontes de recursos caminhando ou rastejando em seus ambientes naturais. Essa característica permite o desenvolvimento de uma estratégia particular de coleta, com a instalação de armadilhas que interceptam seus deslocamentos.

Armadilha tipo alçapão ou de queda ("pitfall"). É constituída por um recipiente de boca larga enterrado no solo de maneira que a abertura fique ao nível da superfície (Fig. 10.9). O recipiente deve conter cerca de um terço do volume do frasco com água e algumas gotas de detergente, que quebram a tensão superficial do líquido. Sobre as bordas da armadilha, devem ser colocados suportes para apoio de um protetor que evita o acúmulo de água da chuva no seu interior (Steyskal *et al.* 1986). Esse tipo de armadilha captura uma variedade de formas imaturas, como larvas de besouros e de dípteros e também adultos de insetos sem asas, além de outros artrópodes, como ácaros, aranhas, sínfilos e diplópodes, entre outros. Dentre as técnicas empregadas para que se obtenha um melhor resultado, deve-se ter o cuidado de utilizar sobre a armadilha uma tela de malha grossa (cerca de 3 cm), para que não haja interferência de animais de maior porte. Sua eficiência pode ser aumentada com a utilização de iscas, como peixe, carne e frutas fermentadas, que podem ser envoltas em tecido fino, presas por barbante à tela.



Figuras 10.7-12. Armadilhas. **7**, armadilha luminosa modelo "Luiz de Queiroz"; **8**, armadilha Malaise; **9**, armadilha alçapão ("pitfall"); **10**, funil de Berlese; **11**, armadilha para borboletas; **12**, armadilha Shannon.

Equipamentos e métodos extratores. Os extratores envolvem uma parte ativa de coleta e, às vezes, uma parte passiva. Muitos insetos vivem dentro de um substrato especial, como solo, folhiço do solo ou folhiço suspenso. Muitos possuem deslocamento limitado e não são capturados em armadilhas de interceptação de deslocamento, de modo que precisam ser extraídos. Essa característica permite o desenvolvimento de uma estratégia particular de coleta, com amostras de diferentes ambientes e o uso de extratores que forcem a saída da fauna de dentro do substrato.

a) Funil de Berlese. É constituído por um cone de metal ou outro material, com o maior diâmetro voltado para cima, com uma tela de malha fina no fundo. Sobre o funil, há uma fonte de calor e, sob ele, um frasco coletor (Fig. 10.10). Amostras do folhiço ou de solo coletadas no campo e levadas ao laboratório em sacos plásticos para evitar a perda de umidade são colocadas sobre o assoalho do funil. Uma lâmpada posicionada sobre o material provoca seu aquecimento e dessecação, fazendo com que os insetos fujam do calor e da perda de umidade, passando através da tela e caindo no recipiente coletor com álcool. Deve-se ter o cuidado para que a amostra não seque rápido demais, evitando que os insetos de movimento lento e corpo frágil se desidratem e morram antes de cair no frasco coletor. Para isso, é recomendado usar uma fonte de luz fraca, de 25 ou 40 watts.

b) Funil de Berlese-Tullgreen. É uma modificação do Funil de Berlese, em que, na abertura maior do funil, é encaixado outro que serve para direcionar o calor e a luz para o folhiço (Almeida *et.al.* 1998). Esse método também não é específico para a captura de um grupo especial de artrópodes, podendo coletar uma grande variedade de animais.

c) Funil ou extrator de Kempson. A amostra é colocada em uma bateria de recipientes vazados com uma grade na parte inferior, a qual fica voltada para um recipiente coletor contendo uma solução de ácido pícrico, sendo que estes recipientes ficam imersos em água fria. Na parte superior do extrator, lâmpadas de luz infravermelha fornecem a fonte de calor necessária para que o gradiente se estabeleça. As partes inferior e superior ficam isoladas por uma lâmina de alumínio, para que haja diferença de temperatura entre as partes. O tempo de extração médio é de 8 dias. É um método mais eficiente do que o funil de Berlese, porque o aquecimento é mais lento e o ambiente mantém a umidade alta, de modo que praticamente todos os exemplares são extraídos. Porém, é mais dispendioso, já que o mecanismo é maior e utiliza lâmpadas de luz infravermelha, mais caras que as normais.

d) Extrator de Winkler ou saco-peneira. É um equipamento bastante semelhante à rede entomológica, porém confeccionado com um tecido mais resistente e o cabo mais curto. Trata-se de uma rede de contenção que pode acomodar cerca de 500 gramas de material. É muito indicado para separar os insetos do folhiço. Possui dois anéis circulares, cada um com um pequeno cabo, posicionados a cerca de 90 graus um em relação ao outro. Os anéis devem distar 30 cm entre si. No segundo anel, fica uma tela ou peneira de cerca de 5 a 6 mm. A tela reterá o excesso de matéria orgânica e permitirá a passagem dos insetos para o fundo do funil. Seu fundo pode ser aberto e amarrável, o que permite a retirada da amostra para um frasco coletor ou conter um frasco rosqueável adaptado para coleta das amostras. Para facilitar a retirada dos insetos que permanecem vivos na parte inferior do extrator, recomenda-se colocar o frasco no freezer por 30 minutos para matá-los.

e) Flotação. Trata-se de um procedimento de separação de qualquer partícula sólida suspensa em um meio líquido (Tobin & Pitts 1999). É muito utilizado para separação de artrópodes, principalmente dípteros, coleópteros e outros insetos, das fezes acumuladas em granjas. Retiram-se os insetos colocando-se pequenas quantidades de fezes em bandeja plástica branca contendo água. Geralmente as amostras de fezes são previamente colocadas no congelador por 24 horas, resultando na morte prévia dos artrópodes. A seguir, diluem-se as fezes na água, fazendo com que os insetos se separem e flutuem, podendo ser capturados e colocados em álcool ou outro fixador.

f) Armadilha de emergência. Para a captura de mosquitos, também é utilizada a chamada armadilha de emergência. É composta por um saco de pano que induz os insetos a entrarem em um cano de PVC, por meio dos quais eles caem em frascos com álcool.

g) Fotoecletor de solo. Fotoecletores de solo são extratores passivos utilizados para amostrar artrópodes sobre a superfície do solo, do subsolo ou outros hábitats como troncos. A captura com esse tipo de equipamento permite a realização de inventários, e inferências sobre a estrutura de dominância, densidade de atividades e fenologia desses organismos. Além disso, para grupos que utilizam o solo como local de reprodução ou desenvolvimento de partes do ciclo de vida, essa metodologia permite analisar os períodos de eclosão e abundância de emergência. Essas armadilhas são aparatos circulares de captura, com uma área basal de cerca de 1 m^2, cobertos por um tecido negro possuindo em seu ápice um recipiente coletor plástico e transparente. As paredes laterais são confeccionadas com metalão revestido internamente com areia fina, para facilitar a aderência dos organismos. A parte superior é feita com tecido negro, sustentado por duas hastes de metal, que também servem de suporte ao recipiente coletor localizado no ápice da armadilha, que tem formato cônico, como uma pirâmide. O tecido é fixado na parte superior por um anel metálico ajustado por dois parafusos. O recipiente coletor possui 12 cm de diâmetro e 9,5cm de altura, é exatamente ajustável aos suportes e de fácil remoção durante os monitoramentos. Os insetos com fototropismo positivo voam ou caminham em direção à luz, já que em seu interior prevalece a escuridão. Quando chegam ao recipiente, caem na solução aquosa de ácido pícrico ou álcool 70% (250 ml) utilizado como agente de conservação (Adis 2002).

Armadilhas atrativas, olfativas ou visuais. Em ambientes naturais, os insetos detectam as fontes de alimento por meio de receptores olfativos ou visualmente. Conhecendo um pouco da biologia dos insetos, é possível aumentar a eficiência das

coletas utilizando substâncias ou cores específicas como iscas. Há vários tipos de armadilhas e diferentes tipos de iscas. Às vezes, é necessária uma combinação para uma coleta mais eficiente de determinado grupo.

a) Armadilha para borboletas. Essa armadilha é constituída de um saco tubular de voal ou filó, com a abertura superior fechada e a inferior lateral aberta. No fundo, fica acoplado um disco de plástico para receber a isca (Fig. 10.11). Como isca, podem ser utilizadas frutas fermentadas, especialmente banana amassada com caldo de cana. As borboletas, atraídas pela isca, entram pelo espaço inferior, tendendo a subir. Elas são coletadas depois manualmente (Maza Ramirez 1987).

b) Armadilha para moscas. Muitas espécies de moscas alimentam-se de bactérias fermentadoras que se desenvolvem em matéria vegetal ou animal em decomposição. As iscas normalmente utilizadas são material orgânico em decomposição. Para a coleta de moscas, utiliza-se a armadilha descrita por Ferreira (1978), que é constituída por um recipiente de metal com perfurações na borda inferior, onde é preso um prato contendo a isca. Na borda superior do recipiente, coloca-se um funil de tela de arame com a menor abertura para cima. Um saco plástico é colocado sobre o funil, preso por um elástico. A armadilha pode ser suspensa a pelo menos 20 cm do solo, à sombra, não encostada na folhagem, para que não haja invasão por ácaros e formigas. Os insetos atraídos pela isca entram pelas perfurações do recipiente e voam em direção à luz ficando presos no saco plástico.

O uso de frutos em decomposição atrai espécies de dípteros, como as drosófilas, bem como vespas, borboletas e besouros de várias famílias. O uso de carne, fígado ou peixe atrai especialmente dípteros das famílias Muscidae, Calliphoridae e Sarcophagidae. O uso de fezes exercerá atração sobre outros grupos de dípteros, como Sepsidae e Sarcophagidae.

c) Frasco coletor McPhail. Esta armadilha é muito semelhante à armadilha anterior para moscas e foi projetada especialmente para fazer o monitoramento de moscas-das-frutas. Pode ser confeccionado com embalagens plásticas descartáveis, como frascos de soro, garrafas de água mineral e outros recipientes. Para atração das moscas, utiliza-se um hidrolisado de proteína enzimático na concentração de 5% ou ainda, como alternativa, suco de uva, de pêssego, goiaba, manga e outros, além de vinagre de vinho.

d) Armadilha Shannon. Essa armadilha foi criada por Shannon (1939) originalmente para captura de insetos hematófagos, tendo sido modificada para outras finalidades. Originalmente consiste em uma tenda de tecido fino sustentada por estacas de madeira a 20 cm do solo (Fig. 10.12), contendo isca humana ou animal ou ainda uma fonte luminosa. Cavalos, bois ou outros animais domésticos são mantidos dentro dessa tenda para atrair borrachudos, mosquitos, mutucas e outros hematófagos. Os insetos localizam e alcançam o alimento e, em seguida, voam para cima, ficando presos, sendo coletados individualmente.

e) Bandejas coloridas. Alguns grupos de insetos são atraídos por cores particulares. A partir do conhecimento do comportamento do grupo, é possível saber quais são as cores e a altura mais apropriadas para a captura de grupos específicos. São utilizadas bacias de metal ou plástico, pintadas internamente com as cores azul, branca, vermelha, verde ou preta, colocadas diretamente sobre o solo ou a diferentes alturas, contendo água com algumas gotas de detergente. Aqui também podem ser utilizados outros fixadores, à semelhança da Malaise. No caso de afídeos, a bacia de coloração amarela instalada a 1 m do solo é a que fornece melhores resultados (Borror *et al.* 1992).

A bandeja contendo álcool é denominada de armadilha etanólica, compreendendo um recipiente com etanol (o álcool etílico comercial tem 96 °C). É importante para o levantamento de insetos em reflorestamentos, atraindo principalmente Scolytinae (Coleoptera, Curculionidae).

f) Armadilha adesiva. É um tipo que utiliza cor como atrativo e é eficiente para o monitoramento de insetos em pomares. Geralmente são amarelas e devem ser distribuídas de maneira uniforme no local a ser estudado. Podem ser encontradas no mercado nacional, sendo o tamanho mais comum 12 x 7 cm. Devem ser colocadas preferencialmente na face norte das plantas a uma altura de 1,5 a 1,8 m do solo e são muito utilizadas na amostragem de cigarrinhas. A eficácia de sua duração é de cerca de um mês e têm a inconveniência de serem afetadas por chuva e poeira do campo. Além disso, podem sofrer influência na presença de brotações novas, as quais são mais atrativas às cigarrinhas do que sua coloração amarela.

Montagem e preservação

a) Preservação temporária. Há várias maneiras de manter os insetos em boas condições até que possam ser preparados adequadamente, pois frequentemente, após a coleta no campo, leva algum tempo para seu preparo e estocagem. O método a ser utilizado depende do tempo que os exemplares permanecerão estocados antes da montagem final.

b) Refrigeração. Insetos de tamanho médio a grande podem ser guardados em um refrigerador por vários dias, devidamente acondicionados em recipientes, e ainda permanecer em boas condições para serem montados em alfinetes entomológicos. O recipiente deve estar ligeiramente úmido, tomando-se cuidado para que não haja condensação de água. Para insetos pequenos, mesmo pequenas gotículas podem ser muito prejudiciais a suas asas. Papel absorvente colocado entre os insetos e o fundo do recipiente auxilia na manutenção de baixa umidade.

c) Preservação temporária em via líquida. Insetos podem ser mantidos em álcool ou outros líquidos apropriados por vários anos. Para alguns grupos, como mosquitos culicídeos, borboletas e mariposas, não é recomendada a preservação em via líquida, pois são bastante frágeis, têm cerdas longas e escamas que são danificadas com esse tipo de preservação. Muitas vezes, a ausência dessas estruturas impede sua identificação.

Os himenópteros parasitoides podem ser preservados em álcool com concentração de 95%, prevenindo o dobramento das asas e o enrugamento das partes mais moles do corpo do inseto. Com a diluição do álcool, entretanto pode ocorrer o aparecimento de bactérias e deterioração do material.

d) Desidratação. Os insetos estocados em via líquida devem passar por um processo de desidratação antes de serem incorporados à coleção em via seca. A montagem direta de insetos que estavam em álcool 70% faz com que quase sempre fiquem enrugados, devido à presença de água, particularmente as asas. A exceção são os insetos que possuem exoesqueleto bastante esclerosado, como besouros e alguns percevejos, que podem ser montados imediatamente após a retirada do álcool. Para a desidratação, banha-se o inseto em uma sucessão de álcoois em concentrações crescentes, com duração de 10 minutos por banho (de 80% ao absoluto). Em alguns casos, como em dípteros, pode-se retirar o inseto do álcool 70%, colocando-o com as asas distendidas em uma placa de Petri contendo uma fina película de xilol. Após alguns minutos, tendo o xilol evaporado, segue-se o processo de montagem usual. O material não deve secar em ambiente aberto, pois as asas podem enrugar.

e) Preservação temporária em via seca. As mantas, envelopes e triângulos de papel são usados para levar o material do campo ao laboratório para posterior montagem. Embora seja preferível alfinetar insetos recém-coletados, os métodos de preservação a seco têm sido amplamente utilizados. Os envelopes (ou triângulos) de papel (Fig. 10.13) e mantas (Fig. 10.14) são mais adequados para lepidópteros, neurópteros, odonatas, alguns grupos de tricópteros e dípteros tipulídeos, que possuem asas e pernas grandes e frágeis. O papel utilizado para a confecção dos envelopes e das mantas pode ser o papel manteiga ou jornal. Este último, apesar de não ser transparente, tem a vantagem de ser absorvente e conservar por mais tempo os insetos, eliminando o excesso de gordura (Bland & Jaques 1978).

As mantas devem conter em seu interior uma camada fina de algodão bruto em forma de quadrado, em que são dispostos os insetos. Também podem ser utilizadas para esse fim caixas de CD, como descrito em Rafael *et al.* (2003).

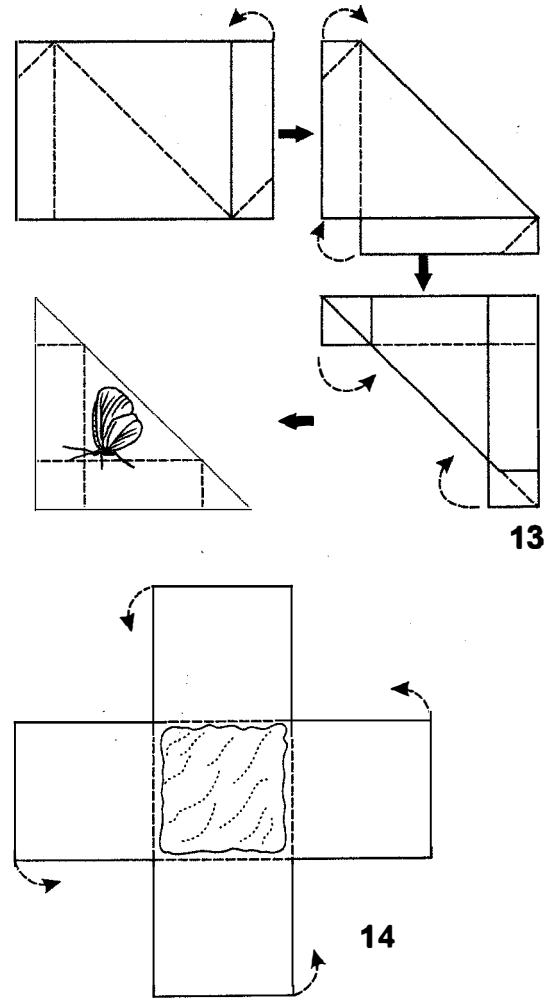
Nunca se deve esquecer de colocar uma etiqueta em cada envelope ou manta com insetos, com os dados de coleta contendo, pelo menos, localidade, data e nome do coletor, além de outros dados que forem julgados importantes. As etiquetas devem ser escritas, de preferência, a lápis ou a nanquim.

Caixas de papelão, madeira, plástico ou metal são usadas para estocar as mantas e envelopes com os insetos. Latas de metal são excelentes para esse tipo de armazenamento. Não se deve esquecer-se de adicionar naftalina moída para que os insetos se preservem por muitos anos.

Em qualquer dos meios de conservação temporária, as etiquetas de procedência são imprescindíveis, cujos dados são repassados para as etiquetas permanentes após a montagem do inseto. Envelopes às vezes são tratados como métodos permanentes. Identificam-se os insetos, que permanecem no envelope.

f) Hidratação - câmara úmida. Muitas vezes, o pouco tempo que os insetos permanecem em mantas ou envelopes é o suficiente para desidratá-los, tornando-os quebradiços. Por isso, antes da montagem, os insetos que serão alfinetados devem ser colocados em uma câmara úmida para reidratá-los, tornando-os maleáveis, de modo que possam ser alfinetados, e seus apêndices posicionados de forma correta, sem que se quebrem. Os que serão colados em dupla montagem não necessitam de reidratação.

Vários tipos de recipientes podem ser utilizados para a confecção de câmara úmida. Dá-se preferência àqueles baixos, com abertura larga e tampa que não permita a entrada de ar. O fundo do recipiente deve ser forrado com areia úmida e algumas gotas de creosoto ou cristais de naftalina precisam ser adicionadas para que não haja a proliferação de fungos. Sobre a areia, pode ser colocado papel filtro ou papel absorvente e, sobre este, os insetos. O tempo necessário para que um inseto se torne hidratado e, consequentemente, flexível depende de seu tamanho, do tempo de estoque e da temperatura ambiente (Martins 1994). A hidratação pode variar de poucas horas a dias. Para acelerar esse processo, pode-se colocar próximo à câmara úmida uma lâmpada para aquecimento de todo o ambiente interno.



Figuras 10.13-14. Armazenamento.**13**, envelopes ou triângulos de papel para armazenamento de insetos (sequência de dobras); **14**, manta entomológica.

Preservação permanente em via seca. É importante que os insetos sejam corretamente preparados e montados. Sua preservação pode ser feita em via seca por centenas de anos nas coleções, desde que atendidas as condições físicas e químicas ideais. Além do mais, insetos montados adequadamente são manuseados e examinados sob lupa, com baixo risco de dano às partes do corpo.

Os exemplares secos são geralmente montados de duas formas: espetados diretamente com um alfinete entomológico ou em dupla montagem. Alguns insetos, como afídeos e colêmbolos, por serem de tamanho reduzido e frágeis, são montados de maneira especial, diretamente em lâminas.

a) Montagem em alfinete entomológico. Insetos com corpo muito esclerosado devem ser montados em alfinetes entomológicos de aço inoxidável, específicos para uso em coleções científicas, com determinado comprimento e flexibilidade, com cabeça recoberta por material apropriado. Possuem espessura variável, adequada aos diversos tamanhos de insetos (de 000, os mais finos, 00, 0 e de 1 a 7, os mais grossos).

Para insetos grandes, o alfinete é inserido verticalmente no lado direito do mesotórax, de modo que fique em um ângulo de 90° em relação ao eixo longitudinal do corpo, de maneira geral entre o primeiro e segundo par de pernas, tomando o cuidado necessário para que o alfinete não as danifique (Fig. 10.15).

Todos os exemplares devem ser posicionados a uma mesma altura, cerca de 1,0 cm abaixo da cabeça do alfinete. Isso é indispensável para que, ao segurar o alfinete, haja espaço para que as pontas dos dedos não toquem e quebrem o exemplar. Para facilitar essa tarefa, existem blocos especiais com perfurações de diferentes profundidades que facilitam tanto o ajuste do exemplar como de suas etiquetas (Fig. 10.16).

Muitas vezes, o inseto é colado diretamente no alfinete entomológico. No entanto, essa técnica só é recomendada para insetos muito pequenos. A cola deverá ser passada em toda a volta do alfinete, à altura desejada, para que o inseto não descole facilmente. Além disso, deve-se evitar o excesso de cola, que muitas vezes acaba cobrindo estruturas importantes do inseto utilizadas na identificação.

A montagem em alfinete é o método mais adequado, pois fica possível observar o inseto sob diferentes ângulos. A perfuração do corpo do inseto sempre traz algum dano às suas estruturas e a orientação geral é apenas minimizar os danos para que seja possível sua correta identificação.

Abaixo, seguem-se recomendações específicas sobre como alfinetar apropriadamente espécies de diferentes grupos.

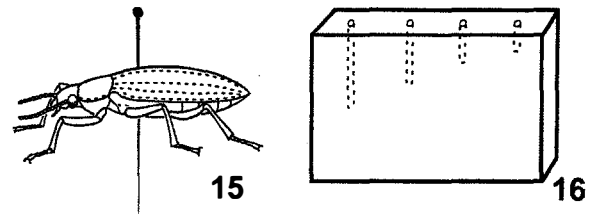
Blattaria, Orthoptera – a perfuração deve ser feita na parte posterior do pronoto, logo à direita da linha mediana do corpo (Fig. 10.17).

Hemiptera – no escutelo, um pouco à direita da linha mediana (Fig. 10.18).

Coleoptera – no élitro direito, próximo à base (Fig. 10.19).

Lepidoptera – no mesotórax, entre a base das asas anteriores (Fig. 10.20).

Diptera, Hymenoptera – no mesotórax, entre a base das asas, à direita da linha mediana (Figs. 10.21-22).



Figuras 10.15-16. Montagem. **15**, altura correta do inseto no alfinete entomológico; **16**, bloco com perfurações em diferentes alturas para ajuste do exemplar e das etiquetas em alfinetes entomológicos.

Logo após a alfinetagem, antes que os insetos sequem completamente, as antenas, asas e pernas devem ser arranjadas de forma que todos estes apêndices fiquem bem juntos ao corpo, evitando a quebra e a ocupação desnecessária de espaço nas coleções. Nesse processo, para muitos grupos são utilizadas placas de isopor cobertas com papel para fixação do exemplar e alfinetes que, cruzados, facilitarão a acomodação dos apêndices na posição adequada (Fig. 10.23). Em Lepidoptera, são utilizados esticadores ou tábuas de distensão (Fig. 10.24). As borboletas alfinetadas são colocadas em um sulco central da tábua e, com auxílio de tiras de papel e alfinetes, as asas são distendidas e presas às partes laterais. A margem posterior da asa anterior deve formar um ângulo de 90° com o corpo e a asa posterior, ligeiramente abaixo da asa anterior.

Quando houver necessidade do uso de cola para fixação de peças quebradas - o que ocorre com alguma frequência – ou durante o processo de dupla montagem, a cola deve ser à base de água. Esse tipo de cola pode ser facilmente dissolvido quando houver necessidade de observação de estruturas taxonômicas importantes que se tornaram pouco visíveis após a montagem do exemplar. Entretanto para borboletas, mariposas ou outros insetos com escamas ou cerdas, deve ser usada cola orgânica solvente. Esmalte de unha transparente também pode ser utilizado na montagem de pequenos insetos, para posteriormente serem removidos com acetona.

Pupários, presas ou partes de materiais atacados pelo inseto podem ser colados em pequeno triângulo de papel do tipo cartolina, alfinetado abaixo do exemplar. Outra alternativa para o armazenamento desse tipo de material pode ser o uso de cápsulas de gelatina, também espetadas junto ao espécime. Frequentemente, esses elementos adicionais, devidamente acondicionados, correspondem a dados biológicos importantes, que facilitam a identificação ou enriquecem o conhecimento da biologia da espécie.

b) Dupla montagem. Nessa técnica, o exemplar pequeno pode ser espetado com um microalfinete, que é aposto a um suporte de polietileno ou cortiça, o qual é montado em um alfinete entomológico (Fig. 10.25) ou ainda colando-o no ápice dobrado de um pequeno triângulo de papel resistente, cuja base é espetada por um alfinete número 2 ou 3 (Fig. 10.26). No caso de insetos de corpo muito alongado, a montagem é feita colando-se o inseto no ápice de dois triângulos (Fig. 10.27). Para a confecção de triângulos, há picotadores apropriados (Fig. 10.28) (Arnett & Jacques 1993).

c) **Montagem em lâminas**. Vários grupos, como os pulgões (Hemiptera, Aphididae), colêmbolos, proturos, dipluros, zorápteros, pulgas, piolhos e tisanópteros, devem ser montados em lâmina para facilitar a identificação. Quase todos os estudos mais detalhados de morfologia ou sistemática envolvendo insetos pequenos exigem a montagem em lâmina para estudo em microscópio.

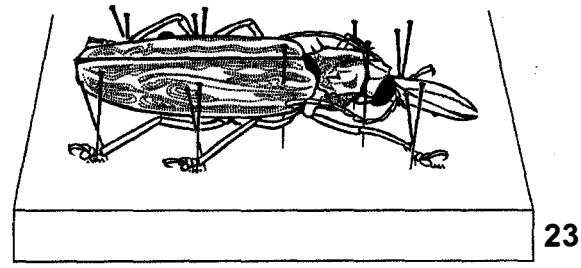
Muitas vezes os insetos de corpo mais escuro ou mais denso precisam ser clarificados antes de serem montados em lâmina. Para isso, diversas soluções podem ser utilizadas, sendo a mais comum o hidróxido de potássio (10%) ou a água oxigenada (30 volumes). Os exemplares podem ser fervidos nessas soluções para aumentar a velocidade do processo, no entanto o material pode ser danificado. O clareamento a frio é mais demorado, podendo durar de horas a dias. Após esse procedimento, os exemplares são lavados com água destilada, adicionando-se algumas gotas de ácido acético, que atua neutralizando a ação do hidróxido.

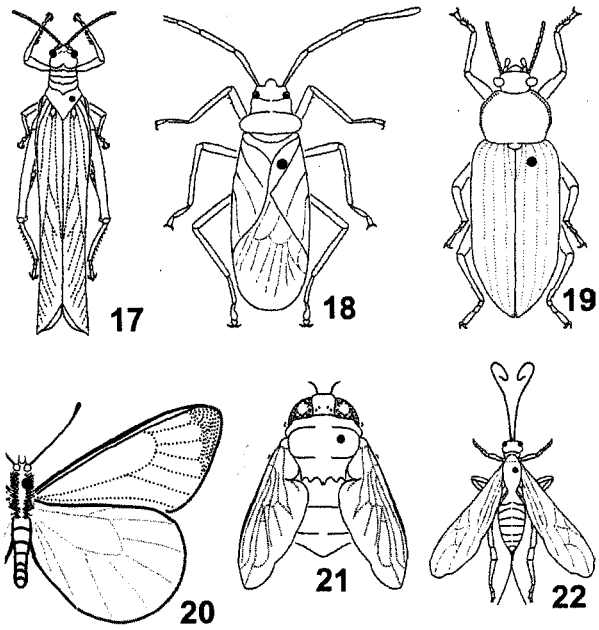
Exemplares pequenos e de corpo delgado são montados em lâmina plana, enquanto os de corpo volumoso são montados em lâminas escavadas ou em lâminas planas com suportes laterais, para que o inseto não fique deformado após acomodação da lamínula. Os suportes podem ser feitos com pequenas partes de lamínulas.

Um ou dois insetos, dependendo do tamanho, são transferidos para uma lâmina limpa contendo no centro uma gota de bálsamo do Canadá. O exemplar deve ser acomodado rapidamente sobre a lâmina com as asas expandidas, antenas e pernas em posição adequada. Pode-se diluir levemente o bálsamo com xilol, de maneira a facilitar a manipulação do material. Cobre-se com lamínula, apoiada inicialmente em ângulo de 45°, para que não haja formação de bolhas de ar. A lâmina, depois de montada, deve ser deixada na posição horizontal por várias semanas até a secagem completa do bálsamo. Para acelerar a secagem, a lâmina pode ser colocada em estufa. Além dos dados usuais de procedência, outras etiquetas devem conter a coloração dos insetos quando vivos, além de dados ecológicos. Estas etiquetas devem ser colocadas ao lado da lamínula (Fig. 10.29). Os espécimes podem ser acomodados de maneira invertida para que fiquem em posição correta quando observados sob microscópio.

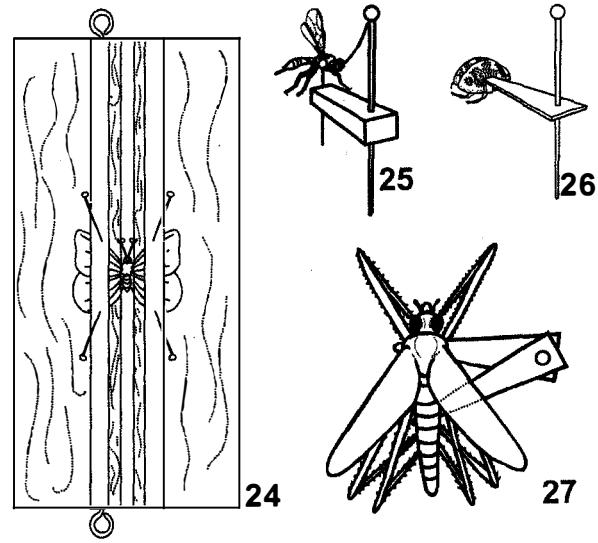
Preservação permanente em via líquida. Insetos também podem ser mortos e imediatamente fixados utilizando-se substâncias líquidas. O álcool etílico é a principal substância utilizada, em concentrações que variam dependendo do grupo. A concentração mais usada é a de 70%. Os himenópteros parasitoides são preservados por muitos anos em álcool 95%. O uso de álcool 90° é ideal para insetos que depois terão DNA extraído.

Para alguns grupos, a preservação é mais eficiente adicionando-se outras substâncias ao álcool. Para tripes e ácaros, por exemplo, a melhor solução é AGA, preparado com 8 partes de álcool 95°, 5 partes de água destilada, 1 parte de glicerina e 1 parte de ácido acético glacial. Nas formas imaturas ou outros insetos de corpo mole, que perdem ou modificam a cor, pode-se utilizar a solução Kahle Dietrich, que tem a seguinte composição: 55 ml de água destilada; 35





Figuras 10.17-22. Posição para inserção do alfinete em vários grupos de insetos. **17**, Orthoptera; **18**, Hemiptera; **19**, Coleoptera; **20**, Lepidoptera; **21**, Diptera; **22**, Hymenoptera.



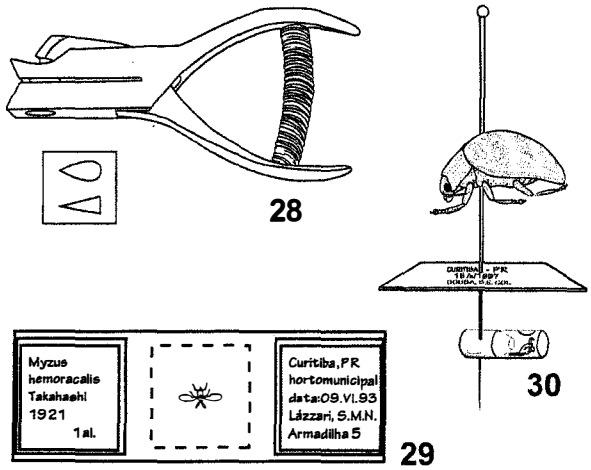
Figuras 10.23-27. Tipos de montagem de insetos. **23**, posicionamento de alfinetes auxiliares na montagem de insetos; **24**, esticador para distensão das asas de Lepidoptera; **25-27**, dupla montagem. **25**, suporte de cortiça para o microalfinete; **26**, montagem em triângulo; **27**, montagem com dois triângulos para insetos de corpo frágil.

ml de álcool 95%; 10 ml de formol e 4 ml de ácido acético glacial. Para larvas, o ideal é matá-las em água ou uma solução de partes iguais de água e álcool fervente por alguns minutos, transferindo-as, em seguida, para álcool 70% ou outro fixador. Utiliza-se também para fixação de larvas com cutícula espessa e para alguns insetos aquáticos como os Zygoptera (Odonata) e, para Ephemeroptera, o KAA que pode ser preparado com 1 parte de querosene; 10 partes de álcool isopropílico; 2 partes de ácido acético glacial. Larvas muito grandes e musculosas devem ser colocadas em frascos ajustados a sua forma e tamanho para que não se deformem (Costa *et al.* 2006).

Insetos para estudos anatômicos devem ser fixados em Bouin alcoólico: lg de ácido pícrico, 150 ml de álcool 80%, 60 ml de formol e 15 ml de ácido acético glacial. depois de um período de 6 a 24 horas, deve ser transferido para o álcool 70%.

Quando a proposta é coletar exemplares para estudos moleculares, estes devem ser imediatamente colocados em álcool 96° de boa qualidade. Caso a utilização não seja imediata, o material já preservado em álcool 96° deve ser estocado em freezer de -20°C até -80°C, desta forma permanecendo em bom estado por longo tempo. Para que não ocorra contaminação com material genético de outros organismos, como através de alimento ingerido, eles devem ser deixados sem alimentação antes de serem fixados ou a extração do DNA deve ser feita a partir de outras estruturas do corpo do inseto. O coletor deve estar ciente da importância de manter os instrumentos e recipientes limpos e cada exemplar deve ser armazenado separadamente para que as reações não se contaminem e causem resultados imprecisos (Upton 1991).

Etiquetagem. Insetos montados ou ainda armazenados em via seca ou líquida devem conter etiquetas de cerca de 1,6 x 0,7 cm escritas com tinta nanquim. Para alguns grupos de insetos maiores, como lepidópteros ou besouros de tamanho grande podem ser utilizadas etiquetas maiores, de 2,0 x 1,0 cm, sempre evitando que a etiqueta ocupe mais espaço que o inseto, quando possível. O nanquim é uma das tintas mais estáveis, recomendada para coleções científicas, porém atualmente é comum a confecção de etiquetas com impressoras a laser.



Figuras 10.28-30. Equipamentos para coleta e montagem. **28.** Cortador de triângulos; **29**, lâmina permanente para insetos; **30**, montagem com acondicionamento da genitália em microtubo.

Pode-se utilizar verniz em spray sobre a folha com etiquetas impressas, aumentando a segurança.

Quando em via seca, as etiquetas devem ser confeccionadas em papel branco resistente cuja qualidade deve ser levada em consideração. Insetos montados corretamente e em boas condições de preservação podem permanecer em coleções por séculos. As etiquetas devem ser colocadas paralelamente ao eixo maior do corpo do inseto e orientadas de maneira que possam ser lidas todas do mesmo lado, preferencialmente do lado esquerdo. Quando se usa apenas uma etiqueta, esta deve estar a aproximadamente 0,5 cm do inseto (Fig. 10.30). Caso sejam acrescidas outras etiquetas, contendo dados biológicos adicionais como hospedeiros, hábitos, tipos de danos etc., estas devem ser mantidas a uma mesma distância entre elas.

Quando em via líquida, as etiquetas podem ser maiores, mantidas as proporções do frasco, e confeccionadas em papel vegetal, uma vez que pode haver deterioração em álcool de outros tipos de papel ao longo do tempo. As etiquetas devem ser confeccionadas a caneta nanquim ou com impressoras que não borrem em contato com o álcool. O lápis sobre vegetal deve ser evitado, pois são quase ilegíveis dentro do frasco. Existem testes publicados com etiquetas impressas a laser em papéis especiais de alta durabilidade, provavelmente mais duráveis que o vegetal. Etiquetas impressas a laser sobre papel Resistal (à venda na Bioquip, EUA) passados a ferro no verso são praticamente eternas. Esse papel é 100% algodão e recebe um tratamento químico para não deformar no álcool. Os grandes museus americanos vêm usando esse material nas coleções mantidas em álcool. O spray de verniz sobre as etiquetas em álcool também é útil.

A composição das etiquetas é uma etapa fundamental na preparação de coleções científicas. Na ausência de informações precisas do local de coleta ou em casos de erros na atribuição de informação aos exemplares (por exemplo, troca de etiquetas), inúmeras conclusões equivocadas — sejam elas taxonômicas, sistemáticas, biogeográficas ou evolutivas — podem ser inferidas. Isso inclui também a dificuldade ou mesmo a impossibilidade de voltar a coletar uma espécie rara ou nova por erro na informação sobre o local de procedência do material.

Etiqueta de procedência. A primeira etiqueta a ser colocada é a de procedência, que contém, pelo menos o local (país, estado, cidade ou município), data e nome do(s) coletor(es). Após o nome do coletor, utilizam-se as abreviaturas "col." ou "leg." (do latim *legit*, "colecionou") (Fig. 10.31). Tais informações devem ser muito precisas e claras, de maneira a facilitar a interpretação de qualquer pesquisador, brasileiro ou estrangeiro. Para os brasileiros, por exemplo, Londrina pode ser uma referência óbvia, mas se esse material for enviado para um especialista no exterior, pode ser impossível reconhecer em que parte do globo esse lugar se localiza.

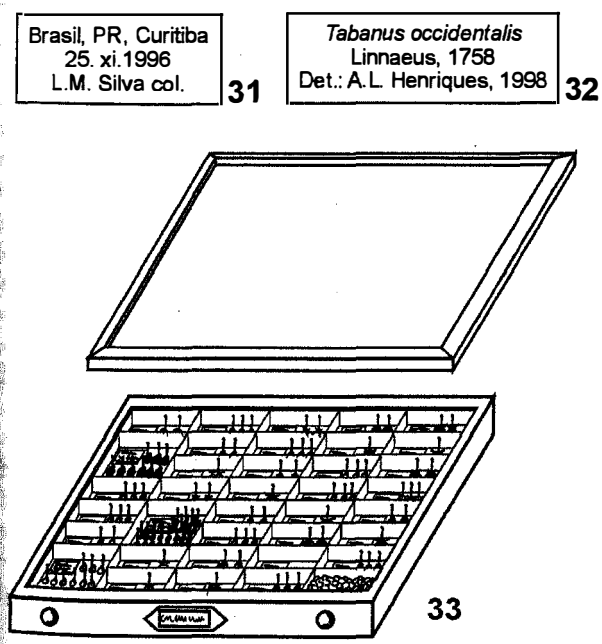
O nome do município também deve ser fornecido, embora muitas vezes isso seja insuficiente. Para municípios muito grandes ou com ambientes diversificados, é necessário ainda indicar uma sublocalidade. Isso pode corresponder ao nome de um subdistrito, de uma fazenda, de um acidente geográfico ou um trecho de estrada. No município do Rio de Janeiro, por exemplo, um exemplar pode ter sido coletado à beira-mar, vivendo na areia,

no alto do Pão de Açúcar, em um pequeno campo rupestre, em floresta úmida a 600 metros de altitude, em uma restinga ou no próprio ambiente urbano. Esses são ambientes distintos, com faunas completamente diferentes. A tentativa de repetir a coleta pode depender inteiramente dessa informação. Muitas vezes, dados sobre o método de coleta também são complementos indispensáveis nessa etiqueta. Na medida do possível, informar as coordenadas geográficas, algo que ficou extremamente facilitado com a disponibilidade de aparelhos de GPS.

Etiquetas de identificação. Depois de procedida à identificação, pode ser acrescentada uma etiqueta ao alfinete ou à lâmina contendo o nome da espécie, autor e data da descrição original, além do nome do pesquisador que identificou o material e o ano da identificação (Fig. 10.32). As informações na etiqueta sobre o autor e a data da identificação são auxílios importantes para um pesquisador sobre a credibilidade ou atualidade da identificação, pois podem ocorrer mudanças na sistemática do grupo. Quando a identificação é alterada, ambas as etiquetas de identificação, a original e a nova, devem ser mantidas junto ao exemplar.

Etiquetas para material-tipo. Quando uma espécie nova é descrita, o autor deve adicionar uma etiqueta especial no exemplar utilizado para a descrição original. Utiliza-se normalmente etiqueta vermelha para o holótipo, lectótipo, neótipos e síntipos e amarela para os parátipos e paralectótipos. Nessas etiquetas, constam as seguintes informações: HOLÓTIPO, o nome da espécie, autor e data da publicação da descrição original.

Etiquetas com códigos de barra. Algumas coleções grandes, bem informatizadas, utilizam o sistema de etiquetas com código de barras, um código que corresponde ao número de registro do exemplar no catálogo informatizado da coleção. No catálogo, existem todos os dados sobre o exemplar e as informações podem ser disponibilizadas pela internet.



Figuras 10.31-33. Etiquetas e gavetas entomológicas. **31**, etiqueta de procedência; **32**, etiqueta de identificação; **33**, gaveta entomológica com caixas plásticas para armazenamento de insetos.

Coleções entomológicas em via seca. Após a montagem e etiquetagem, os insetos devem permanecer em estufa por no mínimo 24 horas, ou até que seja eliminada a umidade por completo. Esse procedimento evita o surgimento de fungos e outros insetos que possam destruir toda a coleção à qual esse inseto será incorporado.

O acondicionamento dos insetos à coleção é feito em caixas de plástico ou papelão com fundo de isopor ou polietileno. Cada caixa deve conter uma etiqueta com a identificação do táxon mais restrito ao qual o exemplar (ou os exemplares) pertence. As medidas das caixas geralmente são de 5 cm x 10 cm, 10 x 10 cm, 10 x 20 cm. Estas são dispostas dentro de gavetas de madeira com tampa de vidro (Fig. 10.33). A disposição das caixinhas identificadas dentro das gavetas pode seguir um critério alfabético ou evolutivo.

Armários de vários tipos são utilizados para o acondicionamento das gavetas. As coleções mais antigas estrangeiras utilizam armários de aço fechados. No Brasil, as coleções tradicionais contém armários fechados de aço e abertos confeccionados de madeira com estruturas de aço para suporte das gavetas. Atualmente, algumas coleções tem substituído tais armários pelos de aço fechados e deslizantes, que possibilitam maior aproveitamento de espaço.

Coleções entomológicas em condições adequadas de armazenamento podem preservar os exemplares por muitos anos, para o que há inúmeros cuidados necessários. As coleções estão constantemente sujeitas ao ataque de fungos e outros insetos, que podem causar danos irreparáveis. A maneira correta de evitar essas infestações é a utilização de produtos repelentes como naftalina e creosoto de faia, e também a manutenção de baixa umidade, o que pode ser feito através da utilização de desumidificadores e condicionadores de ar (o que, no entanto, aumenta a possibilidade de incêndios). A coleção deve ainda situar-se em local escuro ou protegido da luz direta, para evitar a fotodecomposição da cor dos exemplares (Almeida *et al.* 1998).

Coleções entomológicas em via líquida. O material preservado em via líquida não necessita de cuidados tão acurados quanto o preservado em via seca. No entanto, tem que ser revista periodicamente devido à evaporação do álcool, que deve ser reposto sempre que necessário. Se a inspeção periódica não for possível, é interessante que os frascos menores, contendo o material já em álcool, sejam fechados com um chumaço de algodão e colocados invertidos, ou seja, com a abertura para baixo, dentro de outro frasco maior, também preenchido com álcool 70%, fechado com tampa hermética.

Para que os frascos com a coleção líquida fiquem mais bem preservados, o ideal é guardá-los em armário com portas hermeticamente fechadas. Isso evitará que o conservante dos frascos seque em pouco tempo e também que haja perda da coloração dos insetos por fotodecomposição dos pigmentos dos exemplares.

Preparação do material para estudos taxonômicos. O estudo de caracteres é etapa imprescindível em trabalhos de identificação, taxonomia e evolução. A visualização de estruturas externas muitas vezes é dificultada pela presença de sujidades e, as internas, pela presença de tecidos.

Os coleópteros secos e alfinetados podem ser limpos com um pincel umedecido em álcool, éter, clorofórmio ou acetona. Esses líquidos removem, além de poeira, também óleo, gordura ou resina que provém do ambiente onde foram coletados ou de seu corpo, após inserção do alfinete. Algumas vezes, se colocados para umedecer em câmara úmida, a sujeira pode ser removida facilmente. Outra forma é o aquecimento do exemplar alfinetado por alguns minutos em água com uma gota de detergente neutro e incolor. Após a limpeza do material com qualquer um dos líquidos, o mesmo deve ser seco em estufa para ser incorporado novamente à coleção.

Insetos com tegumento preto ou castanho muito escuro podem ser clareados com uso de água oxigenada a 30%. O tempo necessário para o clareamento depende do grupo em estudo.

Dissecção. Em geral, é necessário dissecar partes do inseto para exame de estruturas com maiores detalhes. Além do uso de um microscópio ou lupa com boa iluminação, utilizam-se também pinças de ponta fina, tesoura para microcirurgia, estiletes, pincéis, microalfinetes, lâminas escavadas e lamínulas. A dissecção é realizada em lâmina plana ou escavada, ou ainda em placas de porcelana com diversos poços. Dissecções são realizadas em meio líquido para que as peças não se desidratem ou se percam.

Existem diversas maneiras de facilitar a acomodação das estruturas em posição adequada para ilustração. Uma delas é a utilização de água ou glicerina com alguns fios de algodão. Outro meio é o uso de gel lubrificante à base de glicerina, que pode ser adquirido em farmácias, ou da gelatina comum incolor previamente preparada conforme instruções do fabricante. Após o uso tanto do gel como da gelatina por determinado período, essas substâncias endurecem e a peça deve posteriormente ser aquecida em água para sua limpeza.

O estudo de peças grandes ou altas sob microscópio é possível desde que sejam examinadas em lâmina escavada ou entre lâmina e lamínula com apoio nas laterais para elevar a altura da lamínula em relação à peça em observação.

O acondicionamento das partes do corpo estudadas geralmente é feito em recipientes com glicerina proporcionais ao tamanho das peças. Ao se fechar o recipiente, deve-se ter o cuidado de retirar o ar do interior com auxílio de um alfinete ou estilete, evitando que a tampa se destaque do tubo. No caso de dissecção parcial, o recipiente deve ser colocado no alfinete junto ao exemplar (Fig. 10.30). Se partes do corpo forem guardadas em separado, devem conter etiquetas com os mesmos dados do exemplar alfinetado, juntamente com o nome da estrutura.

Quando se estuda material proveniente de coleções científicas, especialmente tratando-se de material-tipo, o cuidado deve ser redobrado, pois algumas instituições não permitem sua dissecção. Caso o pesquisador obtenha a permissão para estudos morfológicos, as estruturas podem ser analisadas e novamente coladas no inseto ou ainda preservadas em tubos com glicerina presos no próprio alfinete do exemplar (Fig. 10.30).

Preparação de genitália. A genitália pode ser extraída logo após a morte dos insetos, quando ainda flexíveis, para os grupos que necessitam o estudo dessas suas estruturas. Insetos secos preservados por muito tempo necessitam ser preparados adequadamente e a técnica segue as particularidades necessárias para cada grupo.

No caso de besouros, o exemplar montado ou seco pode ser amolecido em câmara úmida ou fervido com água e uma gota de detergente, a genitália sendo extraída diretamente da porção terminal do abdômen. Em alguns grupos, o exemplar é amolecido aquecendo-o em água com detergente e sob lupa, o abdômen destacado e aquecido novamente para posterior retirada da genitália, que é imersa em hidróxido de sódio ou potássio a 10% por alguns segundos para a retirada dos restos de tecidos. Não se deve esquecer de lavar a peça em água destilada para neutralizar a ação da base. Depois de estudados, o abdômen e a genitália podem ser transferidos para o tubo em que serão mantidos ou montados em lâmina permanente. Para montagem em lâmina permanente, a peça deve ser acomodada em seu centro com uma gota de bálsamo do Canadá ou Euparal. Depois de obtida a posição adequada da peça, cobre-se com lamínula que deve ser colocada inicialmente em ângulo de 45 graus, abaixando-se lentamente para evitar a formação de bolhas.

No caso de moscas, a parte terminal do abdômen é retirada com pinça de ponta fina ou cortada com a ponta de estilete em forma de bisel e transferida para uma placa de porcelana ou lâmina escavada com hidróxido de potássio a 10%. A estrutura permanece nesse líquido, a frio, por aproximadamente 20 horas para amolecimento dos tecidos e clareamento das partes esclerosadas, ou a quente por 5 a 10 minutos. O passo seguinte é a transferência do abdômen para álcool 70%. A limpeza do material deve ser feita retirando-se as partes moles sob lupa, em lâmina escavada contendo glicerina, com auxílio de pinça de ponta fina e pincel. Depois de realizado o estudo, a genitália é acondicionada segundo os mesmos procedimentos descritos acima.

Para mosquitos, o processo é um pouco diferenciado pela necessidade de uso de um corante. Após a retirada da parte final do abdômen, esta é colocada em hidróxido de potássio a 20% por cerca de 12 horas. Com o auxílio de pipeta de Pasteur com ponta fina, retira-se a solução de hidróxido, colocando-se em ácido acético a 20%. Após 10 minutos, deve-se substituí-lo por ácido acético contendo uma ou duas gotas de fucsina ácida, permanecendo até que alcance a cor desejada. Em seguida, retira-se a genitália desta solução, banhando-a em uma sucessão de álcoois em concentrações crescentes, com duração de 10 minutos por banho (de 80% ao absoluto) para desidratação. O álcool absoluto é retirado e substituído por creosoto de faia, onde permanece por no máximo uma hora. Faz-se, então, a montagem permanente da genitália entre lâmina e lamínula com bálsamo do Canadá. Muitas vezes, as exúvias do 4° ínstar larval e da pupa também são preparadas em lâminas permanentes e todas recebem a mesma numeração se corresponderem ao mesmo exemplar. As lâminas ficam associadas ao exemplar através dessa numeração e são acomodadas em armários apropriados ou laminários.

No caso das preparações que não são feitas de maneira permanente, as peças podem ser acomodadas em microtubos, como já comentado para outras estruturas.

Preparação de asas de Lepidoptera. A venação das asas em alguns grupos constitui caráter importante para a identificação do gênero e da espécie dos exemplares. As escamas e cerdas de borboletas e mariposas dificultam sua observação e, por isso, necessitam ser removidas. O procedimento correto é retirar as asas, cortando-as na base, tomando o cuidado para não danificar o frênulo (uma estrutura da margem das asas anteriores). Inicialmente, as asas devem ser colocadas em álcool 70% por alguns segundos para a retirada do excesso de gordura. Em seguida, devem ser transferidas para o hipoclorito de sódio (água sanitária) entre 30 segundos e alguns minutos, após os quais as escamas e cerdas são retiradas com auxílio de pincel. Quando suficientemente clareadas, as asas devem ser transferidas para água destilada ou álcool para neutralizar o efeito do hipoclorito e, posteriormente, para papel filtro. Se o objetivo for o de montagem de lâminas permanentes, a lavagem deve ser repetida diversas vezes para a retirada de todo o hipoclorito de sódio. Isso feito, a asa deve ser colocada em álcool 50% e deixada durante 12 horas em fucsina ácida para que as veias fiquem coradas. Em seguida, coloca-se novamente em álcool 95% e a asa está pronta para ser montada. Para a montagem, deve-se esticá-la delicadamente com pincel fino em lâmina ainda em álcool até que este evapore, ocasião em que devem ser adicionadas uma ou duas gotas de Euparal. Assim, a asa estará pronta para ser coberta com outra lâmina ou com lamínula, dependendo do tamanho.

Remessa por correio e empacotamento. A remessa de insetos pode ter diversas finalidades como empréstimo para estudo ou devolução, identificação, permuta ou doação. Geralmente é feita pelo correio, onde o manuseio dos pacotes é muitas vezes realizado sem o cuidado necessário para esse tipo de remessa. No entanto, o envio pode ser seguro e sem qualquer risco desde que se tomem algumas precauções.

A caixa com os insetos alfinetados deve ser de material leve e resistente, e o fundo revestido com polietileno, isopor ou cortiça, firmemente preso à caixa. Os alfinetes com os insetos devem alcançar o fundo da caixa. É frequente o uso de alfinetes auxiliares para apoiar espécimes, evitando que eles girem ou caiam, ou apêndices, no caso de exemplares de tamanho grande. O mesmo se aplica aos pequenos frascos com estruturas dissecadas. Em cada um dos cantos da caixa, deve-se colocar um pequeno chumaço de algodão preso com um alfinete, que auxiliará a prender algum material que eventualmente venha a se soltar. Um único alfinete com um exemplar solto em uma caixa entomológica pode, ao longo de seu transporte, danificar vários exemplares de outros alfinetes. Para que o material se mantenha firme no interior da caixa, ela deve ser fechada com uma falsa tampa de papelão apoiada à altura da cabeça dos alfinetes, antes do fechamento definitivo. Essa tampa deve conter uma alça ou fenda para facilitar sua retirada. Nunca se deve colocar naftalina ou qualquer material solto dentro da caixa. O espaço entre a falsa tampa e a tampa verdadeira deve ser preenchido com material leve, tipo espuma ou tiras de papel, evitando que os alfinetes se soltem.

Insetos secos não montados são acondicionados em mantas ou envelopes triangulares e colocados em caixa resistente. Para o transporte, algodão, espuma ou outro material pode ser entremeado entre as mantas ou envelopes para que não fiquem soltos.

Frascos para remessa em via líquida devem estar completamente preenchidos com o conservante e fechados com tampa de rosca. É recomendável o uso de algodão no interior do frasco para reduzir a movimentação dos espécimes. Antes da embalagem final, o frasco deve ser envolvido com papel ou algodão para evitar que se quebre com impactos bruscos e ainda colocado em saco plástico e lacrado, pois, no caso de quebra ou vazamento, a evaporação do líquido será protelada.

As caixas contendo insetos montados em alfinetes, não montados em manta e envelopes ou os pacotes de frascos em via líquida são acondicionados em caixa maior de papelão grosso, de modo que haja um espaço de aproximadamente 10 cm em todos os lados. Nesses espaços, deve ser colocado material amortecedor de choques, como flocos de isopor ou espuma de plástico, algodão, tiras de papel, palha ou serragem de madeira (Hoffmann 1985).

O pacote deve ser feito com papel resistente, amarrado firmemente. Além da etiqueta externa de endereçamento, aconselha-se que se coloque na caixa interna uma outra etiqueta, pois o papel de embrulho pode ser retirado completamente e perdidos os endereços do destinatário e do remetente. Isso pode ocorrer principalmente quando se trata de transporte internacional, durante a passagem do material pela alfândega. Outra etiqueta de tamanho maior deve acompanhar o pacote e conter os dizeres: "FRÁGIL" ou "MANUSEAR COM CUIDADO" e ainda "INSETOS MORTOS PARA FINS CIENTÍFICOS - SEM VALOR COMERCIAL". Essas etiquetas devem ser escritas também em inglês, quando o envio é internacional.

Quando se envia material pelo correio, é importante que o destinatário seja comunicado por carta do envio da remessa, mandado de modo que chegue antes do pacote.

A importância das coleções entomológicas. As coleções entomológicas, compostas pelo acervo propriamente dito, são complementadas por uma biblioteca especializada e pelos pesquisadores que atuam, mantendo, ampliando e interpretando os dados fornecidos pelas coleções. Coleções biológicas são a base primária para os bancos de dados sobre a biodiversidade, que, por sua vez, são importantíssimos para os esforços de conservação. As finalidades das coleções são várias: conhecimento e registro histórico da biodiversidade; fornecimento de subsídios para a realização de estudos em ecologia, como indicação das áreas mais representativas para conservação por meio de análise da ocorrência, abundância e distribuição das espécies biológicas, assim como para estudos de biogeografia.

Por abrigarem em sua maioria indivíduos de pequeno porte, as coleções entomológicas constituem-se em um conjunto que pode chegar a milhões de exemplares. Pesquisadores de quaisquer subáreas de ciências biológicas que realizam estudos científicos confiáveis e de maneira ética devem preocupar-se em preservar parte do material de suas pesquisas em coleções científicas. Esse material denomina-se "voucher" ou testemunha, e seu depósito tem como função possibilitar futuras repetições ou confirmações de afirmações prévias. Muitas vezes, a falta do material testemunha pode invalidar pesquisas realizadas no passado ou evitar que elas sejam corrigidas. Atualmente as revistas científicas exigem que nos artigos seja feita a indicação de onde esse material ficará depositado.

As coleções entomológicas brasileiras estão entre as mais representativas da Região Neotropical no mundo

e também são as mais importantes em muitos grupos taxonômicos de determinadas regiões. Abrigam, além de um patrimônio natural imensurável, o material-tipo, principal fonte de consulta sempre que pairem dúvidas sobre a validade ou o uso exato dos nomes de espécies (Marinoni *et al.* 2005).

Por sua estreita relação com os programas de pós-graduação ou por terem sido local de trabalho de especialistas muitas vezes ainda ativos, as maiores e mais importantes coleções são as do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZSP), Museu Nacional do Rio de Janeiro (MNRJ), Coleção Entomológica Pe. Jesus Santiago Moure da UFPR (DZUP), Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) e Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG). Além dessas, existem coleções como as do Museu de Ciências Naturais da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul (MCNZ), Coleção Entomológica Adolph Hempel do Instituto Biológico (IBSP), Fundação Instituto Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Museu de Ciências e Tecnologia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (MCTPUCRS), Museu Regional de Entomologia da Universidade Federal de Viçosa (UFVB), Universidade Federal de São Carlos (DCBU), entre outras, que também são expressivas pelo acervo e tradição (Brandão *et al.* 2000; Carvalho *et al.* 2002; Costa *et al.* 2000; Marinoni *et al.* 2005).

Referências bibliográficas

Adis, J. 2002. Recommended sampling techniques, p. 555-576. *In*: J. Adis (ed.). **Amazonian Arachnida and Myriapoda**. Pensoft Publ., Sofia, Bulgária. 590 p.

Almeida, L.M.; C.S. Ribeiro-Costa & L. Marinoni 1998. **Manual de Coleta, Conservação, Montagem e Identificação de Insetos**. Ribeirão Preto, Holos Editora. 88 p.

Arnett Jr., R.H. & R.L. Jacques Jr. 1993. **Simon & Schuster's Guide to insects**. Simon & Schuster Inc., New York, 512 p.

Bland, R.G. & H.E. Jaques 1978. **How to know the insects**. Wn. C. Brown Company Publishers, Dubuque, Iowa, 409 p.

Borror, D.J.; C.A. Triplehorn & N.F. Johnson 1992. **An introduction to the study of insects**. 5a. ed. Saunders College Publishing, Forth Worth, Texas, 875 p.

Brandão, C.R.F.; A.P. Aguiar & S.T.P. Amarante 2000. O acervo de Hymenoptera em coleções brasileiras: Diagnóstico, importância e avaliação, p. 85-99. *In*: **PRIBES. Proyecto Iberoamericano de Biogeografía Y Entomologia Sistemática**. Sociedad Entomologica Aragonesa, 327 p.

Carvalho, C.J.B. de; M.S. Couri; R. Toma; J.A. Rafael; A.Y. Harada; S.R. Bonatto; A.L. Henriques & H.A.O. Gastal 2002. Principais coleções brasileiras de Diptera: Histórico e situação atual, p. 38-52. *In*: **PRIBES. Proyecto Iberoamericano de Biogeografía Y Entomologia Sistemática**. Sociedad Entomologica Aragonesa, 327 p.

Costa, C.; S. Ide; G.H. Rosado-Neto; M.H.M. Galileo; C.R.V. Fonseca; T.M. Valente & M.A. Monné 2000. Diagnóstico del conocimiento de las principales colecciones brasileñas de Coleoptera, p. 115-135. *In*: **PRIBES. Proyecto Iberoamericano de Biogeografía Y Entomologia Sistemática**. Sociedad Entomologica Aragonesa, 327 p.

Costa, C.; S. Ide & C.E. Simonka (ed.) 2006. **Insetos imaturos. Metamorfose e Identificação**. Holos Editora. 249 p.

Ferreira, M.J. de M. 1978. Sinantropia de dípteros muscóideos de Curitiba, Paraná. I. Calliphoridae. **Revista brasileira de Biologia** 38(2): 445-454.

Lehmkuhl, D.M. 1979. **How to know the aquatic insects**. The Pictured Key Nature Series, Wm.C.Brown Company Publishers, Dubuque, 168 p.

Lewinsohn, T.M. 2001. Esboço de uma Estratégia Abrangente de Inventários de Biodiversidade, p. 376-384. *In*: I. GARAY & B.F.S. DIAS. **Conservação da biodiversidade em Ecossistemas tropicais**. Ed. Vozes, Petrópolis, 430 p.

Hoffman, M. 1985. **Preparação, empacotamento e remessa de insetos mortos para identificação**. Centro de Identificação de Insetos Fitófagos (CIIF), Curitiba, 6 p.

Marinoni, L.; M.S. Couri; L.M. Almeida; J. Grazia; G.A.R. Melo 2005. **Coleções entomológicas brasileiras: estado da arte e perspectivas para dez anos**. Documento de trabalho. Projeto Diretrizes e Estratégias para a Modernização de Coleções Biológicas Brasileiras e a Consolidação de Sistemas Integrados de Informações sobre Biodiversidade. <http://www.cria.org.br/cgee/junho/docs/ColecoesEntomologicas.doc> Acesso: 5/abr/2006.

Maza-Ramirez, R. 1987. **Mariposas mexicanas**. Fondo de Cultura Econômica, 302 p.

Merritt, R.W. & K.W. Cummins 1996. **An Introduction to the Aquatic Insects of North America**. 3rd. ed., Kendall/Hunt Publishing Company, 862 p.

Martins, U.R. 1994. A Coleção Taxonômica, p. 19-43. *In:* N. Papavero (org.). **Fundamentos práticos de taxonomia zoológica: coleções, bibliografia, nomenclatura**. Editora da Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 285 p.

Rafael, J.A. & I.S. Gorayeb 1982. Tabanidae (Diptera) da Amazônia I. Uma nova armadilha suspensa e primeiros registros de mutucas de copas de árvores. **Acta Amazonica 12**(2): 232-237.

Rafael, J.A.; A.L. Henriques & J. F. Vidal 2003. Armazenagem de pequenos insetos secos em bandeja-manta adaptada de "cd box". **Revista Brasileira de Entomologia 49**(3): 469-471.

Shannon, R. 1939. Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. **American Jopurnal of Tropical Medicine 19**:131-140.

Silveira Neto, S.; A.C. Silveira 1969. Armadilha luminosa, modelo "Luiz de Queiroz". **O Solo 61**: 19-21.

Steyskal, G.C.; W.L. Murphy & E.M. Hoover 1986. **Insects and mites: techniques for collection and preservation**. United States Department of Agriculture, Washington, D.C., 103 p.

Tobin, P.C. & C.W. Pitts 1999. Flotation method for extracting insects from poultry manure samples. **Journal of Medical Entomology 36**(1): 121-123.

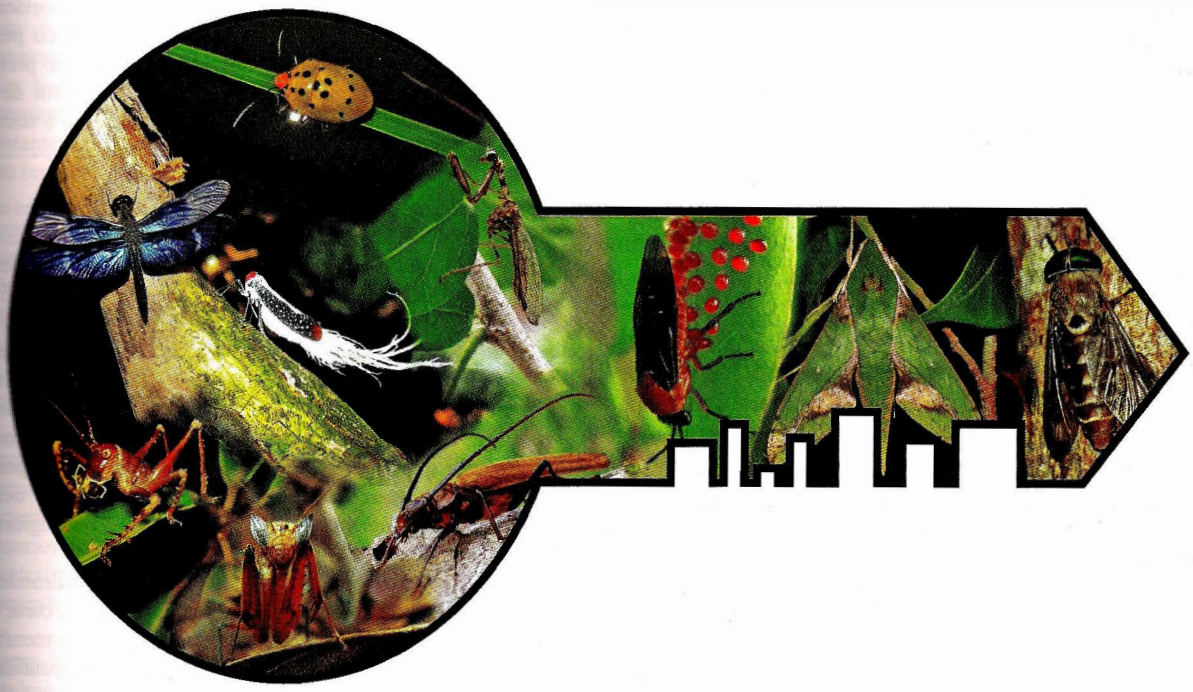
Townes, H. 1972. A light-weight malaise trap. **Entomological News 83**:239-247.

Upton, M.S. 1991. **Methods for collecting, preserving and studying insects and allied forms**. The Australian Entomological Society, Brisbane, 86 p.

Capítulo 11

CHAVE PARA AS ORDENS ADULTOS

José Albertino Rafael



CHAVE PARA AS ORDENS - ADULTOS

José Albertino Rafael

O processo de identificação corresponde ao estabelecimento de uma relação de identidade entre um exemplo que temos em mãos e exemplares já conhecidos, de maneira que possamos fazer uso dos nomes dos grupos de maneira corrente.

Para isso, usa-se, em especial em grupos que não conhecemos bem, chaves de identificação. O objetivo de uma chave é separar e segregar caracteres de tal maneira que, por uma série de escolhas alternativas, permita um caminho seguro para a identificação de um determinado táxon (Papavero 1994).

As dicotomias ao longo da chave (pareamentos de alternativas) são numeradas sequencialmente. No final de cada alternativa, há um número ou um nome correspondente àquele ponto da chave. Se for um número, o próximo passo é seguir para o pareamento indicado pelo número, até que um nome seja atingido. A partir da segunda dicotomia, muitas vezes há um número entre parênteses após o número da dicotomia, por exemplo "4(1)". Esse número entre parênteses —(1) — indica a alternativa a partir da qual aquela dicotomia, no caso a 4, foi atingida. O referenciamento das chaves (para frente e para trás) é importante para, caso aconteça algum erro no seu uso, principalmente em chaves muito extensas, possibilitar a volta na chave. Também facilita que cada táxon seja caracterizado pelos atributos diagnósticos de cada alternativa pelo qual passa ao longo da chave.

As alternativas de cada dicotomia geralmente são compostas com vários caracteres, geralmente morfológicos, pois são mais facilmente observáveis. Caso um dos caracteres não possa ser visto ou interpretado, os outros podem ser usados para tomar sua decisão. Em caso de dúvidas, ambas as alternativas podem ser seguidas, conferindo posteriormente com ilustrações e descrições, então, tomando a decisão sobre sua identificação. Para o iniciante, sempre é importante comparar os espécimes com figuras, fotos, descrições para assegurar-se de sua identificação.

A mera identificação não é o objetivo final no estudo dos insetos — é uma etapa para o uso correto de nomes. É importante buscar informações sobre a biologia, plantas hospedeiras, hábito, distribuição e importância. Por exemplo, um inseto coletado em penas de aves é uma informação importante para a identificação segura de um espécime, e provavelmente é Phthiraptera.

A chave abaixo é modificada de Lawrence (1991).

1. Asas bem desenvolvidas, um ou dois pares **2**
— Asas ausentes, vestigiais ou rudimentares **33**

2(1). Asa anterior endurecida ou coriácea (élitro), coriácea na parte basal e membranosa na distal (hemiélitro) ou pergaminosa (tégmina). Asa posterior membranosa, quando presente **3**
— Asa anterior membranosa, às vezes coberta de escamas. Asa posterior, quando presente, semelhante à textura da asa anterior **11**

3(2). Asa anterior coriácea (élitro), sem veias, às vezes com estrias paralelas que podem fundir-se posteriormente **4**
— Asa anterior coriácea na base (hemiélitro) ou pergaminosa (tégmina), quase sempre com veias ramificadas **6**

4(3). Asa anterior claviforme, diminuta. Asa posterior membranosa, sempre expandida, em forma de leque. Antena com quatro a sete artículos e pelo menos um flagelômero flabelado (apêndice lateral longo). Espécimes com menos de 5 mm de comprimento (machos de estrepsípteros) ..... **Strepsiptera** (parte)
— Asa anterior nunca claviforme. Asa posterior oculta sob o élitro, geralmente com dobras transversais ou longitudinais **5**

5(4). Cerco em forma de pinça. Antena longa, geralmente com mais de 12 artículos, delgada. Asa anterior coriácea, curta, deixando a maior parte do abdômen exposto. Asa posterior membranosa, em repouso dobrada sob a asa anterior, quando expandida, de forma semicircular, com dobras radiais em forma de leque (tesourinhas, lacrainhas) ..... **Dermaptera** (parte)
— Cerco ausente. Se estrutura em forma de pinça estiver presente, então a asa anterior cobre a maior parte do abdômen. Élitro variável em comprimento. Antena com 11 artículos ou menos. Asa posterior alongada, com dobras longitudinais ou transversais (besouros) ..... **Coleoptera** (parte)

6(3). Aparelho bucal mastigador. Mandíbula com movimentos no plano horizontal **7**
— Aparelho bucal sugador, em forma de rostro (tubo adaptado para sugar), geralmente alongado, surgindo da parte ventral da cabeça e geralmente dirigido para trás. Palpo maxilar e

labial ausentes (pulgões, cochonilhas, cigarras, cigarrinhas, percevejos, baratas d'água) ..... **Hemiptera** (parte) ... **A**

A — Rostro originando-se na região anterior da cabeça, com três ou quatro artículos; quando três, nunca ultrapassando o primeiro par de coxas. Antena com quatro ou cinco artículos, nunca cerdiforme. Asa anterior geralmente com a metade basal coriácea e a metade distal membranosa (hemiélitro), plana sobre o abdômen, a parte membranosa sobrepondo-se quando em repouso (percevejos) ..... subordem **Heteroptera** (parte)

— Rostro originando-se na região posterior da cabeça ou aparentemente entre as coxas anteriores, sempre com três artículos. Antena cerdiforme ou com mais de cinco artículos. Asa anterior de textura uniforme, pergaminácea (tégmina), às vezes membranosa, geralmente tectiforme ..... **Hemiptera** (parte) ... **B**

B — Tarsos trímeros. Flagelo geralmente curto, cerdiforme. Rostro saindo da parte posterior da cabeça. Venação geralmente bem desenvolvida. Insetos de vida livre (cigarras, cigarrinhas) ..... subordem **Auchenorrhyncha** (parte)

— Tarsos mono ou dímeros. Flagelo geralmente longo, filiforme, com articulação distinta, nunca com menos de seis artículos. Rostro, quando presente, saindo entre as coxas anteriores. Venação reduzida. Insetos geralmente fixos ao substrato (pulgões, cochonilhas, psilídeos) ..... subordem **Sternorrhyncha** (parte)

7(6). Asa posterior mais larga que a anterior, com dobras longitudinais em forma de leque **8**

— Asa posterior um tanto semelhante à anterior, sem dobras longitudinais. Asa anterior com base esclerosada separada do restante por uma linha de fraqueza, que permite a quebra da asa (cupins, siriris, aleluias, térmitas) ..... **Isoptera** (parte)

8(7). Pronoto com lobo lateral descendente bem desenvolvido. Perna posterior quase sempre modificada para o salto, com fêmur engrossado. Fêmur e tíbia posteriores mais longos do que os respectivos segmentos das pernas anterior e média. Se pernas posterior e média semelhantes, então corpo subcilíndrico e perna anterior fossorial. Muitos produzem sons (gafanhotos, grilos, esperanças, paquinhas) ..... **Orthoptera** (parte)

— Pronoto sem lobo lateral descendente bem desenvolvido. Perna posterior não modificada para o salto. Se maior que a perna média, então o fêmur não é engrossado. Se perna anterior fossorial, então corpo ovalado e achatado dorso-ventralmente. Incapazes de produzir sons ou produzindo somente chiados **9**

9(8). Corpo largo, achatado dorso-ventralmente. Cabeça quase ou totalmente oculta pelo pronoto em vista dorsal. Pernas curtas e fortes, subiguais na forma e no tamanho, com as tíbias espinhosas (baratas) ..... **Blattaria** (parte)

— Corpo geralmente estreito, alongado. Cabeça exposta. Pernas delgadas, anteriores geralmente mais longas, às vezes raptoriais. Tíbias sem espinhos **10**

10(9). Perna anterior raptorial. Protórax geralmente mais longo que o mesotórax. Cerco com vários artículos (louva-a-deus, pôemesa) ..... **Mantodea** (parte)

— Perna anterior não raptorial. Protórax mais curto do que o mesotórax. Cerco com um artículo (bichos-paus, bichos-gravetos) ..... **Phasmatodea** (parte)

11(2). Com um par de asas, segundo par às vezes transformado em halter (balancim) **12**

— Com dois pares de asas **17**

12(11). Ápice do abdômen com um a três filamentos longos. Aparelho bucal vestigial **13**

— Ápice do abdômen sem filamentos longos. Aparelho bucal geralmente bem desenvolvido, com mandíbulas ou rostro **14**

13(12). Asa anterior com várias veias e células. Asa posterior pequena ou ausente. Antena curta, cerdiforme, inconspícua. Abdômen com dois ou três filamentos caudais longos. Geralmente mais de 5 mm de comprimento (efeméridas) ..... **Ephemeroptera** (parte)

— Asa anterior com uma ou duas veias. Asa posterior modificada, semelhante a um halter em forma de gancho. Antena longa, conspícua. Ápice do abdômen com um filamento mediano longo. Geralmente menos de 5 mm de comprimento (machos de cochonilhas) (Coccoidea) ..... **Hemiptera: Sternorrhyncha** (parte)

14(12). Halter (balancim) presente. Aparelho bucal geralmente sugador ou vestigial; se mandíbula presente, então corpo com menos de 1 mm de comprimento. Palpo maxilar presente. Protórax geralmente muito reduzido e fundido ao mesotórax, este bastante desenvolvido. Tarsos geralmente pentâmeros ... **15**

— Halter ausente. Aparelho bucal com mandíbula ou sem palpo maxilar. Protórax bem separado do mesotórax, conspícuo. Tarsos dímeros ou trímeros **16**

15(14). Base do abdômen com pecíolo bissegmentado. Asa franjada com cerdas longas. Aparelho bucal com mandíbula. Menos de 1 mm de comprimento (Mymarommatidae) ..... **Hymenoptera** (parte)

— Base do abdômen normal; se peciolada, sem segmentação. Asa sem franja de cerdas longas. Aparelho bucal sugador ou vestigial. Geralmente mais de 1 mm de comprimento (moscas, mosquitos) ..... **Diptera** (parte)

16(14). Aparelho bucal com mandíbula. Antena longa e conspícua, com 13 artículos ou mais. Palpo maxilar e labial presentes ... . **Psocoptera** (parte)

— Aparelho bucal sugador, em forma de rostro. Antena curta, cerdiforme, com menos de 11 artículos. Palpo maxilar e labial ausentes (alguns Fulgoroidea) ..... **Hemiptera: Auchenorrhyncha** (parte)

17(11). Asas anterior e posterior total ou parcialmente cobertas por escamas. Aparelho bucal geralmente espiralado (espirotromba), raramente vestigial (borboletas, mariposas) .. .. **Lepidoptera** (parte)

— Asas sem escamas. Aparelho bucal não espiralado **18**

18(17). Asas longas, estreitas, com duas veias ou menos, franjadas, com cerdas longas nas margens. Tarsos mono ou dímeros. Menos de 5 mm de comprimento (tripes, lacerdinhas) .... **Thysanoptera** (parte)

— Asas largas, com várias veias; se alongada, então tarsos com mais de dois artículos **19**

19(18). Asa anterior relativamente grande. Asa posterior pequena, subarredondada. Asas veias transversais formando células, quando em descanso, mantidas juntas sobre o corpo. Antena

curta, cerdiforme. Abdômen com dois ou três filamentos caudais longos, multiarticulados (efeméridas) ..... **Ephemeroptera** (parte)

— Com outra combinação de caracteres **20**

20(19). Tarsos pentâmeros **21**

— Tarsos com quatro artículos ou menos **26**

21(20). Asa anterior distintamente revestida com cerdas. Aparelho bucal atrofiado, exceto o palpo labial e o maxilar, geralmente bem desenvolvidos. Antena longa, pelo menos tão longa quanto o comprimento do corpo ..... **Trichoptera**

— Asa anterior sem cerdas ou apenas com cerdas microscópicas. Aparelho bucal com mandíbula bem desenvolvida. Antena mais curta do que o comprimento do corpo **22**

22(21). Asa anterior e posterior sem células. Abdômen peciolado. Protórax grande, separado do mesotórax (cupins, siriris, aleluias, térmitas) ..... **Isoptera** (parte)

— Asas com pelo menos uma célula; caso esteja ausente, então abdômen peciolado e protórax reduzido, unido ao mesotórax **23**

23(22). Asas anterior e posterior diferentes na forma e na venação; a anterior cerca de 1,5 vezes mais comprida, com menos de 20 células. Abdômen geralmente peciolado. Protórax reduzido, unido ao mesotórax (abelhas, vespas, cabas, marimbondos) ..... **Hymenoptera** (parte)

— Asa anterior e posterior aproximadamente do mesmo comprimento, semelhantes na forma e na venação. Asa anterior com mais de 20 células. Abdômen não peciolado. Protórax grande, separado do mesotórax **24**

24(23). Aparelho bucal prolongado, em forma de rostro, com mandíbulas no ápice. Área costal da asa anterior geralmente com uma ou duas veias transversais, raramente mais. Pernas longas e finas. ..... **Mecoptera**

— Aparelho bucal sem projeção em forma de rostro. Área costal da asa anterior geralmente com mais de duas veias transversais. **25**

25(24). Base da asa posterior mais larga do que a da asa anterior. Veias terminam sem ramificação na margem da asa. Asa anterior geralmente medindo mais de 8 mm de comprimento ..... **Megaloptera**

— Base da asa posterior mais estreita que a da asa anterior ou, no máximo, da mesma largura. Veias quase sempre bifurcadas próximo à margem da asa (exceto em espécies diminutas de Coniopterygidae, que possuem asa anterior com menos de 5 mm de comprimento e cobertas de pó esbranquiçado) (formigas-leão) ..... **Neuroptera**

26(20). Aparelho bucal mastigador; mandíbulas movendo-se em plano transversal. Palpo maxilar e labial presentes **27**

— Aparelho bucal sugador, em forma de rostro. Palpo maxilar e labial estão ausentes (afídeos, pulgões, cigarras, cigarrinhas, percevejos) ..... **Hemiptera** (parte) ... **6**

27(26). Asa anterior e posterior com numerosas células e veias transversais **28**

— Asa anterior e posterior sem nenhuma ou com poucas células e veias transversais **29**

28(27). Antena curta, diminuta, cerdiforme, com menos de seis artículos. Asas, quando em repouso, estendidas lateralmente ao tórax ou posteriormente sobre o abdômen, mas não de forma plana. Área anal da asa posterior reduzida. Cerco com um artículo (libélulas, jacintas, lava-bundas) ..... **Odonata**

— Antena longa, conspícua, com mais de seis artículos. Asas, quando em repouso, estendidas sobre o abdômen de forma plana. Área anal da asa posterior dobrada em leque quando em repouso. Cerco geralmente com vários artículos ... **Plecoptera**

29(27). Abdômen geralmente peciolado. Pescoço estreito. Asa anterior com uma ou duas veias e asa posterior com uma ou nenhuma veia. Antena geniculada (dobrada em cotovelo) entre o escapo e o pedicelo; escapo mais comprido que o pedicelo (Chalcidoidea) ..... **Hymenoptera** (parte)

— Abdômen não peciolado. Pescoço largo. Asa anterior com duas veias ou mais, asa posterior geralmente com mais de uma veia. Antena não geniculada **30**

30(29). Tarsômero basal anterior maior que os demais, dilatado, transformado em glândula produtora de seda ..... **Embioptera** (parte)

— Tarsômero basal da perna anterior subigual aos demais .. **31**

31(30). Tarsos tetrâmeros. Asa anterior e posterior subiguais no comprimento (cupins, siriris, aleluias, térmitas) ..... **Isoptera** (parte)

— Tarsos dí- ou trímeros. Asa posterior mais curta que a asa anterior **32**

32(31). Cerco ausente. Antena filiforme, com 13 artículos ou mais. Asa anterior com pelo menos quatro veias longitudinais (R, M, CuA, CuP e A) ..... **Psocoptera** (parte)

— Cerco com um artículo. Antena submoniliforme, com nove artículos. Asa anterior com três veias longitudinais (R, M e CuA) ..... **Zoraptera** (parte)

33(1). Sem aparência de inseto adulto. Tórax sem pernas ou com um a três pares reduzidos **34**

— Com aparência de inseto adulto, ou pelo menos de ninfa. Tórax com dois ou três pares de pernas, geralmente articuladas e com garras apicais que podem ser cônicas ou reduzidas .. **35**

34(33). Corpo geralmente escamiforme, coberto com cera. Aparelho bucal sugador, com rostro surgindo da parte posterior da região ventral da cabeça. Insetos sésseis sob o substrato (cochonilhas) ..... **Hemiptera: Sternorrhyncha** (parte)

— Corpo vermiforme, sem segmentação distinta. Endoparasita de outros insetos, principalmente Hymenoptera e Hemiptera. Cabeça fundida ao tórax (cefalotórax), achatada dorso-ventralmente, protraída entre segmentos abdominais do hospedeiro (fêmea larviforme de estrepsípteros) ..... **Strepsiptera** (parte)

35(33). Antena ausente. Perna anterior desenvolvida, projetada para frente, com função sensorial. Menos de 1,5 mm de comprimento ..... **Protura**

— Antena presente, às vezes muito reduzida. Perna anterior geralmente cursorial, às vezes fossorial, raptorial ou reduzida **36**

36(35). Abdômen com seis segmentos, com um colóforo no esternito I e geralmente com uma pequena furca (ou fúrcula) no esternito IV, bifurcada, para o salto. Geralmente com menos de 6 mm de comprimento ..... **Collembola**

— Abdômen com mais de seis segmentos, sem colóforo e furca **37**

37(36). Abdômen com pares de estilos ventrais em dois ou mais segmentos. Ápice do abdômen com um par de fórceps ou com dois ou três apêndices articulados 38
— Abdômen sem estilos ventrais. Ápice do abdômen raramente com apêndices 40

38(37). Ápice do abdômen com cercos, que podem ser multiarticulados ou em forma de pinça. Estilos abdominais ventrais presentes nos segmentos I-VII ou II-VII. Tarsos monômeros. Olhos compostos ausentes. Corpo sem escamas ..... **Diplura**
— Ápice do abdômen com três apêndices multiarticulados. Estilos ventrais abdominais presentes nos segmentos II-IX, VII-IX ou VIII-IX. Tarsos di-, tri- ou tetrâmeros. Olhos compostos geralmente presentes. Corpo com escamas 39

39(38). Corpo um tanto cilíndrico. Tórax distintamente arqueado. Olhos compostos grandes, geralmente contíguos. Paracerco (filamento caudal mediano) mais longo do que os cercos (traças saltadoras, silvestres) ..... **Archaeognatha**
— Corpo achatado dorso-ventralmente. Tórax plano. Olhos compostos pequenos, distanciados entre si, ou ausentes. Paracerco subigual ao comprimento dos cercos (traças-de-livros) ..... **Zygentoma**

40(37). Corpo achatado lateral ou dorso-ventralmente. Ectoparasitas de aves, mamíferos ou abelhas, geralmente encontrados sobre o hospedeiro 41
— Corpo geralmente não achatado e de vida livre 44

41(40). Tarsos pentâmeros. Antena curta, geralmente encaixada em sulco 42
— Tarsos mono, di ou trímeros 43

42(41). Corpo achatado lateralmente. Pernas projetadas ventralmente, as posteriores mais desenvolvidas, adaptadas para o salto (pulgas) ..... **Siphonaptera**
— Corpo achatado dorso-ventralmente. Pernas projetadas lateralmente, as posteriores subiguais às anteriores e médias no tamanho (moscas ectoparasitas: Braulidae, Hippoboscidae, Streblidae e Nycteribiidae) ..... **Diptera** (parte)

43(41). Tarsos trímeros. Antena mais comprida que a cabeça (percevejos) ..... **Hemiptera: Heteroptera** (parte)
— Tarsos monômeros. Antena mais curta que a cabeça (piolhos mastigadores, piolhos sugadores, chato) ..... **Phthiraptera**

44(40). Olho composto ausente. Pteroteca ausente. Rostro surgindo da parte posterior da região ventral da cabeça. Palpo maxilar e labial ausentes. Insetos fitófagos. (cochonilhas: Coccoidea) ..... **Hemiptera: Sternorrhyncha** (parte)
— Olhos compostos presentes (às vezes reduzido ou ausente). Pteroteca geralmente presente. Tarsos com dois a cinco artículos (monômeros em alguns Ephemeroptera, Thysanoptera e Hemiptera) 45

45(44). Abdômen geralmente peciolado. Se diferente, então antena geniculada, escapo muito mais longo que o pedicelo (formigas e vespas) ..... **Hymenoptera** (parte)
— Abdômen livre ou séssil. Antena nunca geniculada 46

46(45). Mesotórax muito desenvolvido; pró- e metatórax reduzidos. Halter geralmente presente; se ausente, então cabeça muito móvel, com pescoço estreito. Tarsos pentâmeros. Antena mais curta que a largura da cabeça, geralmente com três artículos, com arista apical (dípteros ápteros) ..... **Diptera** (parte)
— Pró- e metatórax geralmente distintos; se reduzidos, então pescoço largo ou ausente. Halter ausente. Tarsos mono ou dímeros. Antena mais longa que a largura da cabeça. 47

47(46). Corpo coberto com escamas e cerdas. Espirotromba com palpo maxilar reduzido ou inconspícuo. Antena longa e multiarticulada (mariposas ápteras) ..... **Lepidoptera** (parte)
— Corpo sem escamas e, se cerdoso, com poucas cerdas. Aparelho bucal variável, nunca em forma de espirotromba, às vezes inconspícuo. Antena com forma variável 48

48(47). Aparelho bucal sugador, adaptado para picar e sugar 49
— Aparelho bucal mastigador, com mandíbulas opostas 50

49(48). Tarso com arólio em forma de lâmina eversível, com ou sem garras. Aparelho bucal cônico, sem articulação. Palpo maxilar e labial presentes (tripes, lacerdinhas) ..... **Thysanoptera** (parte)
— Tarso sem arólio eversível, com duas garras (raramente uma). Aparelho bucal triangular ou alongado, geralmente articulado, raramente ausente. Palpo maxilar e labial ausentes (afídeos) ..... **Hemiptera: Sternorrhyncha** (parte)

50(49). Cabeça com a área abaixo da antena (pós-clípeo) geralmente intumescida, bem desenvolvida. Protórax inconspícuo, menor que mesotórax ou metatórax. Tarsos di ou trímeros. Cerco ausente ..... **Psocoptera** (parte)
— Cabeça sem área intumescida abaixo da antena. Protórax conspícuo, aproximadamente igual ou maior que o mesotórax (exceto em Phasmatodea). Tarsos variáveis. Cerco variável .. 51

51(50). Tarsos dímeros, tarsômero basal menor. Cerco simples. Antena submoniliforme, com oito ou nove artículos. Menos de 4 mm de comprimento ..... **Zoraptera** (parte)
— Tarsos com três a cinco artículos (tarso posterior raramente dímero). Cerco ausente ou com dois ou mais artículos; se simples, então corpo com mais de 10 mm de comprimento. Antena variável 52

52(51). Tarsômero basal da perna anterior intumescido, transformado em glândula produtora de seda ..... **Embioptera** (parte)
— Tarsômero basal anterior subigual aos demais 53

53(52). Pronoto com lobo lateral descendente bem desenvolvido. Perna posterior quase sempre modificada para o salto, com fêmur engrossado e fêmur e tíbia mais longos que os respectivos segmentos das pernas anterior e média (quando perna posterior e média semelhantes, então perna anterior fossorial). Vários grupos produzem sons (gafanhotos, grilos, esperanças, paquinhas) ..... **Orthoptera** (parte)
— Pronoto sem lobo lateral descendente desenvolvido. Perna posterior não modificada para o salto; se um tanto maior que a perna média, então fêmur não engrossado. Se perna anterior fossorial, então corpo ovalado e achatado. Incapazes de produzir sons ou produzem somente chiados 54

54(53). Perna anterior raptorial. Protórax geralmente muito mais comprido que o mesotórax (louva-a-deus) .... **Mantodea** (parte)
— Perna anterior não raptorial. Protórax não alongado; se alongado, mais curto que o mesotórax 55

55(54). Peças bucais protraídas. Cápsula cefálica fechada ventralmente, formando uma área gular entre a base do lábio e a margem posterior da cabeça. Antena com 11 artículos ou menos. Palpo maxilar com quatro artículos ou menos. Clípeo

inconspícuo (besouros sem ou com élitros muito curtos) .... **Coleoptera** (parte)

— Peças bucais retraídas. Cápsula cefálica aberta ventralmente, assim o lábio atinge a margem posterior da cabeça. Antena geralmente com 12 artículos ou mais; se menos, então clípeo distinto. Palpo maxilar com cinco artículos **56**

56(55). Cerco com quatro artículos ou mais **57**

— Cerco com um a três artículos **58**

57(56). Cabeça hipognata ou opistognata. Antena longa, filiforme. Pronoto em forma de escudo e um tanto arredondado, geralmente cobrindo total ou parcialmente a cabeça em vista dorsal. Corpo achatado dorso-ventralmente (baratas) .... **Blattaria** (parte)

— Cabeça prognata. Antena moniliforme. Pronoto diferente; cabeça exposta. Corpo cilíndrico (cupins, siriris, aleluias, térmitas) ..... **Isoptera** (parte)

58(56). Protórax mais curto que o mesotórax. Tarsos pentâmeros. Corpo alongado e estreito, em forma de graveto. Geralmente mais de 30 mm de comprimento (bichos-paus, bichos-gravetos, mané-magro) ..... **Phasmatodea** (parte)

— Protórax tão longo quanto comprimento do mesotórax ou mais longo. Tarsos com dois a quatro tarsômeros. Corpo sem forma de graveto. Geralmente menos de 30 mm de comprimento; se maiores, então cerco grande, em forma de pinça **59**

59(58). Coxas relativamente grandes, aproximadas entre si. Cerco muito pequeno, com um a três artículos, divergentes. Tarsos tetrâmeros. Corpo geralmente pálido ou branco (cupins, térmitas) ..... **Isoptera** (parte)

— Coxas pequenas, distanciadas entre si. Cerco grande, convergente, em forma de pinça. Tarsos trímeros, raramente dímeros. Corpo geralmente marrom-escuro a preto (tesourinhas, lacrainhas) ..... **Dermaptera** (parte)

Lawrence, J.F. 1991. Key to hexapod orders and some other arthropod groups, vol. 1 p.24-31. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielson, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J. Whitten & M.J. Littlejohn (eds). **The Insects of Australia. A textbook for students and research workers.** CSIRO, Melbourne University Press, 2nd edition, 2 vols, 1137 p.

Papavero, N. (org.) 1994. **Fundamentos práticos de taxonomia zoológica (coleções, bibliografia, nomenclatura).** Segunda edição, Ed. UNESP, São Paulo. 285 p.

Capítulo 12

PROTURA

José Albertino Rafael
José Camilo Bedano

Protura

PROTURA Silvestri, 1907

José Albertino Rafael
José Camilo Bedano

Protura. Do grego *protos* = primeiro, primitivo; *oura* = cauda. Refere-se à ausência de estrutura especializada na extremidade distal do abdômen, como cercos ou paracercos — cuja presença é considerada primitiva.

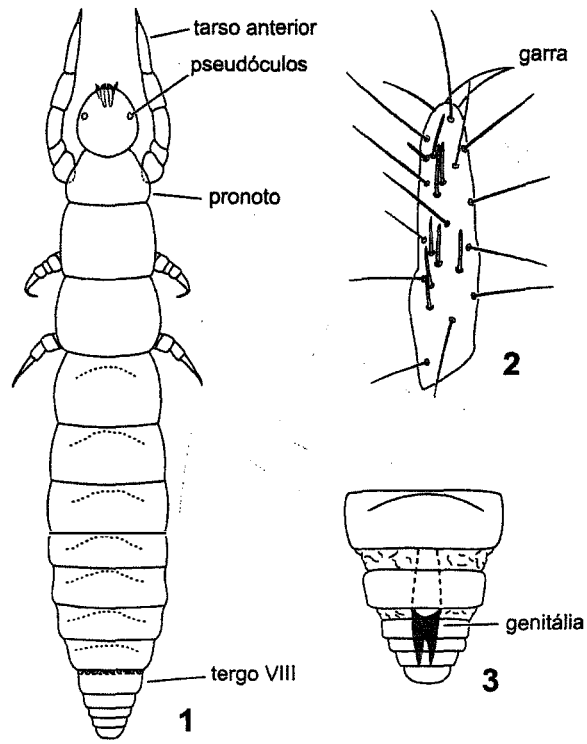
Diagnose. Ametábolos, endognatos, ápteros, a maioria sem pigmentação. Olhos e antenas ausentes. Perna anterior modificada, sensorial. Abdômen do adulto com 12 segmentos. Desenvolvimento anamórfico.

Introdução. Os proturos não possuem um nome popular no Brasil. São relativamente comuns, mas, face ao tamanho diminuto (0,5-2 mm de comprimento), estão pouco representados nas coleções. Pertencem ao grupo de hexápodes mais basais, com desenvolvimento anamórfico. Após a maturidade sexual, cessam as mudas. São ápteros, sem pigmentação, alongados e cilíndricos. Não possuem olhos, nem antenas. O sistema traqueal é pouco desenvolvido ou ausente. Uma característica importante nos proturos é que funcionalmente são tetrápodes: as pernas anteriores estão dirigidas para frente e não são usadas na locomoção. Essas pernas mantêm-se elevadas, são mais desenvolvidas que os pares posteriores e funcionam como apêndices sensoriais. O tipo e a distribuição dos sensores são de importância taxonômica. São cosmopolitas, com 726 espécies (Szeptycki 2005), ocorrendo também em regiões frias, como Alaska e Patagônia. No Brasil, foram registradas 26 espécies (Tab. 12.1), sendo 16 na Amazônia (Overal & Papavero 2002), dez das quais na Reserva Florestal Ducke (Overal & Papavero 2009). A estimativa é que não mais que 10% das espécies existentes já tenham sido descritas no mundo (Szeptycki 1997). Assim, devem existir aproximadamente sete mil espécies no mundo e, no Brasil, cerca de 800 espécies.

Não há registro fóssil conhecido. Considerando que são próximos de Collembola, que têm fósseis conhecidos do período Devoniano, os proturos devem ter a mesma idade.

Na internet, há informações atualizadas sobre listas de espécies dessa ordem e referências bibliográficas (Maddison 2002; Szeptycki 2005).

Morfologia (adultos) (Figs. 12.1-3). Corpo esbranquiçado, às vezes variando de amarelo a marrom. Cabeça cônica, com um par de pseudóculos (Fig. 12.1) com função olfatória. Antena ausente. Olho composto ausente. Peças bucais endognatas, que se protraem levemente da cavidade bucal. Mandíbula estiliforme e maxila delgada, com gálea e lacínia alongadas. Palpo maxilar com três artículos. Lábio simples, bilobado distalmente. Tórax distinto, pouco diferenciado do abdômen. Protórax reduzido dorsalmente. Espiráculos, quando presentes, no meso e metatórax. Perna anterior maior,



Figuras 12.1-3. Protura, Acerentomidae. **1**, *Delamarentulus* sp., vd (cerdas omitidas); **2**, tarso anterior de *Brasilidia auleta* Szeptycki & Bedano; **3**, ápice do abdômen com posicionamento da genitália. Fonte: Fig. 2 de Szeptycki & Bedano (2005).

Tabela 12.1. Lista das famílias e espécies de Protura com registros para o Brasil e distribuição geográfica conhecida.

Famílias / espécies	Registros geográficos
ACERENTOMIDAE	
Amazonentulus amazonicus (Nosek, 1972)	Brasil: AM, PA, RO
A. brasilianus (Nosek, 1973)	Brasil: AM, PA, RO
A. hagmannorum (Tuxen, 1976)	Brasil: AM, PA
A. ovei (Tuxen, 1976)	Brasil: PA
Brasilentulus becki Tuxen, 1976	Brasil: AM
B. tuxeni (Nosek & Hüther, 1974)	Brasil: AM
Berberentulus huetheri Nosek, 1973	Brasil: PA
B. nelsoni Tuxen, 1976	Brasil: SP, RS
B. travassosi (Silvestri, 1938)	Brasil: SP
Brasilentulus huetheri Nosek, 1973	Brasil: AP
Brasiladia tropica Nosek, 1973	Brasil: PR
Delamarentulus tristani (Silvestri, 1938)	Brasil: AM, PE; Costa do Marfim, Camarões
Kenyentulus kenyanus (Condé, 1948) (= *K. nanopuncta* (Nosek, 1973))	Brasil: RJ, Quênia, Ilhas Maurícios, Índia
Silvestridia artiochaeta Bonet, 1942)	Brasil: MG, SP; México
EOSENTOMIDAE	
Eosentomon caatingae Tuxen, 1976	Brasil: AM
E. cuyabae Tuxen, 1976	Brasil: AM, PA
E. hoogstraali Nosek, 1973	Brasil: AM, PA, RO
E. huetheri Nosek, 1973	Brasil: AM
E. proximum Tuxen, 1976	Brasil: AM
E. wygodzinskyi Bonet, 1950	Brasil: RJ
Isoentomon atlanticum (Condé, 1947)	Brasil: MG; França
I. huetheri (Nosek, 1972)	Brasil: PR
I. myrmecobium Tuxen, 1975	Brasil: SP
I. paulista Tuxen, 1975	Brasil: SP
Isoentomon pluviale Tuxen, 1975	Brasil: PA
Isoentomon sylvicola Tuxen, 1975	Brasil: PA

direcionada à frente e levantada, utilizada como antena, com cerdas sensoriais (sensores), terminando numa garra (Fig. 12.2). Perna média e posterior utilizadas para locomoção. Tarsos monômeros, com garras simples. Abdômen com 12 segmentos nos adultos. Abertura glandular do segmento VIII, às vezes, pectinada e utilizada para separação de famílias. Esternos I-III com pequenos apêndices (estilos) com um ou dois artículos; quando dois, com a anelação na extremidade distal. Uma vesícula eversível no ápice de cada apêndice abdominal. Último segmento abdominal denominado télson. Cerco ausente. Genitália (Fig. 12.3) esclerosada, denominada escama genital (*squama genitalis*), abre-se entre os esternos XI e XII e é importante para identificação das espécies; possui dois braços basais (apódemas) e dois distais estilos, às vezes dividido em basistilo e dististilo. O macho possui dois poros genitais, um em cada estilo, e a fêmea um poro genital, entre os estilos. Ovário em forma de saco. Ânus terminal. Sistema respiratório traqueal ou tegumentar.

Imaturos. Ovos são conhecidos para poucas espécies. A embriologia é desconhecida. O desenvolvimento é anamórfico em que os jovens são menores, semelhantes aos adultos e, após cada muda, aparece um novo segmento abdominal antes do último segmento. Os jovens recém-emergidos possuem peças bucais pouco desenvolvidas e abdômen com nove segmentos.

As ninfas passam por cinco ou seis fases: a pré-larva, recém-emergida, provavelmente imóvel, com peças bucais pouco desenvolvidas e com nove segmentos abdominais; protoninfa (larva I), com nove segmentos abdominais e peças bucais esclerosadas; deuteroninfa (larva II), com dez segmentos abdominais; tritoninfa (adulto jovem), com 12 segmentos abdominais, menor número de cerdas quando comparado com o adulto, sem genitália externa. O adulto diferencia- se do imaturo pela genitália esclerosada. Membros de Acerentomidae passam por uma fase adicional antes da fase adulta, com genitália parcialmente desenvolvida.

Biologia. A biologia dos proturos é pouco conhecida. São comuns, mas difíceis de serem vistos. São crípticos e ocorrem preferencialmente na mesofauna do solo e na serapilheira, em locais úmidos, mas não encharcados. Algumas espécies são encontradas sob rochas, em madeira em decomposição, sob cascas de árvores, em ocos de animais e ninhos de formigas, ninhos subterrâneos de pequenos mamíferos, troncos em decomposição. São mais comuns em áreas de florestas. O hábito alimentar é muito pouco conhecido.

As peças bucais são alongadas, sugerindo que se alimentam de fluídos. São saprófagos não especializados (panfitófagos) e há evidências de que algumas espécies se alimentam de hifas de fungos, de matéria orgânica em decomposição e de outros pequenos insetos que capturam com as mandíbulas, sugando-lhes o líquido (Machida & Takahashi 2004). O télson pode ser usado na locomoção e na defesa. Durante o acasalamento, o macho deposita um espermatóforo, que é coletado pela fêmea. A ecologia e zoogeografia das espécies brasileiras foram discutidos por Tuxen (1977).

Habitam solo orgânico úmido não muito ácido, preferencialmente até 10 cm de profundidade. Os Protura estão divididos em dois subgrupos, de acordo com a profundidade que habitam no solo. Os que vivem mais próximo da superfície têm pernas mais longas e os que vivem mais na profundidade têm pernas mais curtas. Os dados ecológicos são escassos ao nível de espécie. Possuem densidade variável de acordo com os ambientes e mostram certo padrão de agregação. Em condições adversas, migram para a profundidade do solo. Na Amazônia, a abundância é relativamente alta. Em extrações até 14 cm de profundidade, foram capturados mais de mil indivíduos/m² em floresta secundária de terra firme e em campinarana (Adis *et al.* 1989).

Classificação. A classificação mais seguida é a proposta por Nosek (1973a-b) e confirmada filogeneticamente por François (2003), com a divisão em três superfamílias.

Eosentomoidea
1. Eosentomidae (12)
   Antelientomidae

Acerentomoidea
   Protentomidae
2. Acerentomidae (14)

Sinentomoidea
   Sinentomidae

Relações filogenéticas. As relações entre as subordens apresentadas por François (2003) sustentam as classificações de Nosek (1973b), tendo sido utilizada por autores subsequentes. Eosentomoidea aparece como clado basal, seguido de Sinentomoidea e Acerentomoidea, esta aparentemente mais apical. A proposta de François (2003) ainda não esclarece as afinidades entre famílias e considera a ordem dividida em cinco famílias.

Coleta e preservação. Os proturos são coletados em amostras do solo e da serapilheira. Os melhores locais são aqueles com pequenas raízes, base de troncos onde as raízes estão sob acúmulo de serapilheira. Também podem ser coletados em ocos de animais e sob pedras. As amostras devem ser colocadas em funil Berlese ou aparelho Berlese-Tullgren. Os proturos movem-se lentamente e as amostras devem ser desidratadas lentamente. Os que habitam solo mais profundo podem ser coletados por flotação utilizando solução saturada de açúcar. O material deve ser acondicionado inicialmente em álcool 95% e depois transferido para álcool 70% - 80% até a preparação em lâminas permanentes. Não devem permanecer no álcool por mais de dois anos, pois se tornam impróprios para estudos taxonômicos. As lâminas/lamínulas devem ser mais finas possíveis para possibilitar boas observações em grandes aumentos. Além da montagem com bálsamo do Canadá, os proturos podem ser montados utilizando-se líquido de Swan (20 g de água destilada, 60 g de hidrato de cloral, 15 g de goma arábica, 3 g de glicose e 5 g de ácido acético glacial) ou líquido de Marc André (50 ml de água destilada, 20 g de goma arábica, 200 g de hidrato de cloral e 40 ml de glicerina). Ambos têm a mesma qualidade óptica. O líquido de Swan seca mais rapidamente, mas é mais sensível a pequenas sujeiras, podendo cristalizar-se. A secagem das lâminas deve ser feita abaixo de 60 °C. As lâminas permanentes devem ter as localizações dos espécimes marcadas com um círculo no lado de baixo. É comum os espécimes ficarem muito claros e transparentes, de modo que sinalização facilita seu encontro em observações futuras.

Importância. Os proturos alimentam-se de matéria orgânica em decomposição e são importantes na reciclagem de nutrientes. São bons indicadores da qualidade do solo em áreas preservadas e em campos agrícolas.

Chave para as famílias

1. Meso e metatórax com espiráculos e traqueias rudimentares. Segmento abdominal VIII sem estrias na base ..... **1. Eosentomidae**

— Meso e metatórax sem espiráculos e traqueias. Segmento abdominal VIII com banda de estrias na base (Fig. 12.1) ..... **2. Acerentomidae**

1. Eosentomidae. Cosmopolita. Corpo alongado e peças bucais largas e robustas. Lacínia em forma de gancho. Apêndices abdominais (estilos) com dois artículos. No Brasil, foram registradas 12 espécies de *Eosentomon* Berlese e *Isoentomon* Tuxen (Tab. I).

2. Acerentomidae. Cosmopolita. Corpo delgado e peças bucais delgadas e alongadas (estiliformes). Lacínia e maxila longas e acuminadas. Segmento abdominal VIII com banda estriada na base; abertura da glândula abdominal no segmento VIII com ornamentação pectinada póstero-lateralmente. Apêndices abdominais (estilos) com um artículo. Para o Brasil, foram registradas 14 espécies (Tab. 12.1).

Alguns trabalhos taxonômicos que tratam da fauna brasileira em ambas as famílias são Nosek (1973a), Tuxen (1976, 1977, 1978) e, mais recentemente, o catálogo das espécies amazônicas por Overal & Papavero (2002). Há chaves para separação de gêneros e espécies em Nosek (1978) e Tuxen (1964).

Agradecimentos. Ao Dr. David Maddison, por autorizar o uso da foto que ilustra a página de rosto deste capítulo.

Referências bibliográficas

Adis, J.; E.F. Ribeiro; J.W. Morais & E.T.S. Cavalcante 1989. Vertical distribution and abundance of arthropods from white soil of a neotropical campinarana forest during the dry season. **Studies on Neotropical Fauna and Environment 24**(4): 201-211.

François, J. 2003. Analyse cladistique de l'ordre dês Protures (Hexapoda, Protura). **Bulletin de la Société entomologique de France 108**(2): 109-125.

Machida, R. & I. Takahashi 2004. Rearing technique for proturans (Hexapoda: Protura). **Pedobiologia 48**: 227-229.

Maddison, D.R. 2002. **Protura**. Version 01 January 2002 (temporary). <http://tolweb.org/protura/8203>. Acesso: 26/jun/2006.

Nosek, J. 1973a. Five new species of Protura from Brazil. **Věstník Československe Spollečnosti Zoologické 37**: 27-36.

Nosek, J. 1973b. **The Europen Protura. Their taxonomy, ecology and distribution with keys for determination**. Gèneve, Muséum d'Histoire naturelle de Genève, 345 p.

Nosek, J. 1978. Key and diagnoses of Proturan genera of the world. **Annotationes. Zoologicae et Botanicae 122**: 1-59

Overal, W.L. & N. Papavero 2002. Insecta – Protura. **Fauna da Amazônia brasileira**, Belém **21**: 1-5.

Overal, W.L. & N. Papavero 2009. Protura, p. 59-61. *In*: C.R.V. da Fonseca; C. Magalhães; J.A. Rafael & E. Franklin (orgs.). **A fauna de artrópodes da Reserva Florestal Ducke. Estado atual do conhecimento taxonômico e biológico.** Manaus, Editora INPA, 307 p.

Szeptycki, A. 1997. The present knowledge of Protura. **Fragmenta Faunistica**, Warszawa **40**(28): 307-311.

Szeptycki, A. 2005. **Check list of world Protura**. Last update: 1 February 2006. <http://www.isez.pan.krakow.pl>. <research unit/invertebrate zoology/Andrzej Szeptycki>. Acesso: 26/jun/2006.

Tuxen, S.L. 1964. **The Protura. A revision of the species of the world with keys for determination**. Actualités Sci. Industr. No. 1311 Problèmes d'écologie. Paris : Hermann 360 p.

Tuxen, S.L. 1976. The Protura (Insecta) of Brazil, especially Amazonas. **Amazoniana 5**(4): 417-463.

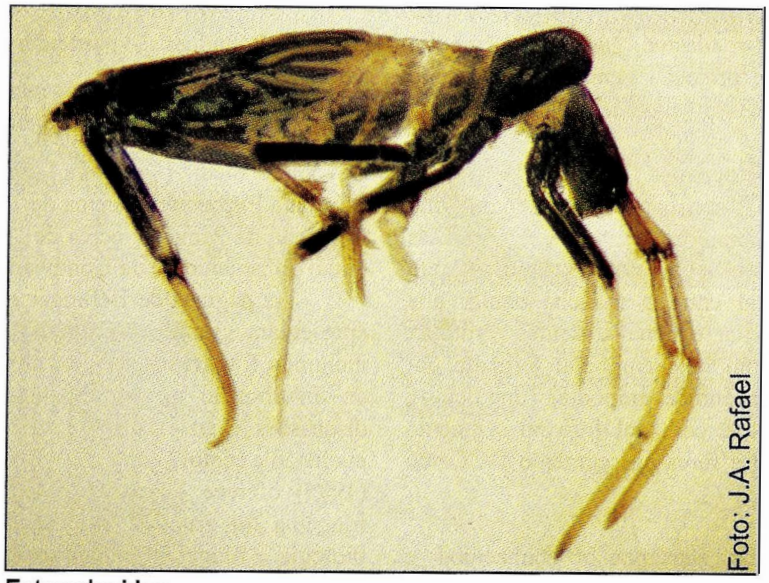
Tuxen, S.L. 1977. Ecology and zoogeography of the Brazilian Protura (Insecta). **Studies on Neotropical Fauna and Environment 12**: 225-247.

Tuxen, S.L. 1978. Protura (Insecta) and Brazil during 400 million years of continental drift. **Studies on Neotropical Fauna and Environment 13**: 23-50.

Capítulo 13

COLLEMBOLA

Douglas Zeppelini



Entomobryidae

Entomobryidae: *Seira mendoncae*

Hypogastruridae: *Austrogastrura travassosi* (alaranjado)

COLLEMBOLA Lubbock, 1873

Douglas Zeppelini

Collembola: do grego *kolla* = adesivo; *embolon* = êmbolo, pino. Refere-se ao colóforo, projeção ventral do segmento abdominal I, que possibilita o indivíduo aderir ao substrato.

Diagnose. Ametábolos, entognatos, ápteros, terrestres, geralmente com menos de 2 mm de comprimento. Olho composto ausente, mancha ocular com oito facetas isoladas ou menos. Antena com quatro segmentos com musculatura intrínseca. Órgão pós-antenal entre a mancha ocular e a base da antena. Palpos maxilar e labial ausentes. Protórax frequentemente reduzido. Complexo empodial formado por uma garra (unguis) e um apêndice empodial (unguículo). Abdômen com seis segmentos, com colóforo no segmento I, retináculo no segmento III e furca no segmento IV. Cerco ausente.

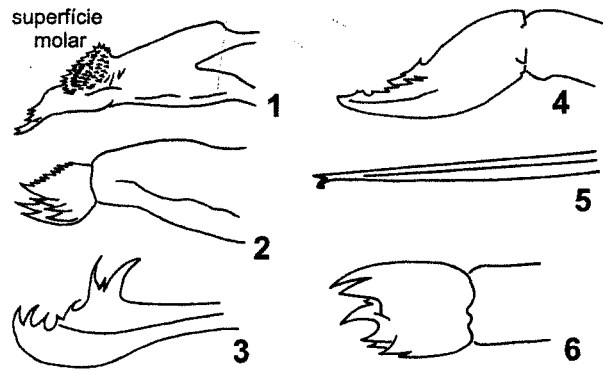
Introdução. Os colêmbolos são pouco conhecidos e eventualmente são chamados de pulga-de-jardim. São cosmopolitas, com mais de 7.500 espécies descritas em cerca de 600 gêneros e 31 famílias. A região Neotropical é uma das mais diversas, porém a maior parte da diversidade do grupo está ainda por ser descoberta e estudada. No Brasil, há registros confirmados de 231 espécies, distribuídas em 19 famílias e 88 gêneros. Estima-se que entre 10 e 15% da diversidade mundial seja conhecida, o que nos leva a considerar que o número total pode aproximar-se de 50 mil espécies, porém algumas estimativas indicam até 100 mil espécies (Hopkins 1998). Estima-se cerca de 5 mil espécies para o Brasil, o que indica que conhecemos menos de 5% da nossa diversidade de Collembola.

Os colêmbolos são importantes na base da cadeia alimentar e têm um papel relevante como catalisadores na ciclagem de nutrientes, fazendo o enriquecimento do solo disponível para a sustentação de florestas e a agricultura. A diversidade de espécies e a densidade das populações de colêmbolos de solo dependem de diferentes fatores, incluindo pH, pedoclima, aeração, composição da matéria orgânica, disponibilidade de nutrientes, tipo de húmus, efeito da cobertura vegetal e, principalmente, da estrutura física do solo e do húmus. A riqueza específica e a abundância das espécies endêmicas são particularmente sensíveis às alterações ambientais.

O registro mais antigo de Collembola é o fóssil de *Rhyniella praecursor* Hirst & Maulik, Poduromorpha do Devoniano médio (~400 m.a.) (Scourfield 1940). Essa espécie habitou a Euroamérica cerca de 100 milhões de anos antes da formação da Pangea e cerca de 280 milhões de anos antes do início do isolamento da Gondwana (Pough *et al.* 1999).

As páginas de Bellinger *et al.* (1996) e Hopkin (s.d.) apresentam grande quantidade de informações atualizadas, incluindo fotografias, vídeos, chaves de identificação, mapas de distribuição geográfica, lista atualizada de espécies e discussões e ensaios sobre vários aspectos da sistemática, evolução e ecologia de Collembola. A página de Soto-Adames (1995) oferece discussão detalhada sobre a sistemática e filogenia do grupo. Outras informações sobre morfologia, biologia e filogenia podem ser encontradas em Zeppelini & Bellini (2004).

Morfologia (adultos). Os dois grupos mais basais, Poduromorpha e Entomobryomorpha, possuem corpo alongado. Poduromorpha (Fig. 13.27) é considerado o grupo com o padrão morfológico mais generalizado. O corpo é alongado e cilíndrico ou aplanado. O protórax possui pelo

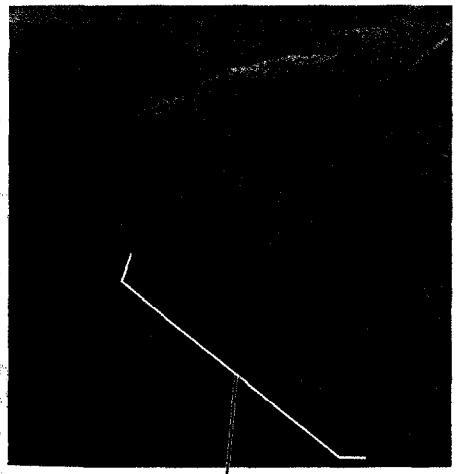


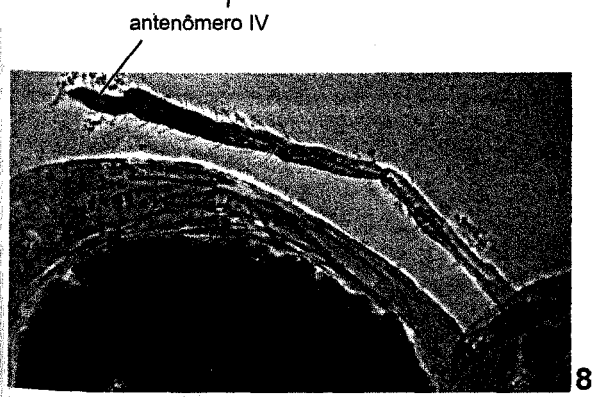
Figuras 13.1-6. Mandíbulas e maxilas de Collembola. **1-2**, Hypogastruridae; **1**, mandíbula; **2**, maxila; **3-5**, Neanuridae; **3**, mandíbula; **4-5**, maxilas; **6**, maxila de Brachystomellidae.

menos uma fileira de cerdas no tergo. Entomobryomorpha (Fig. 13.28) compreende os colêmbolos com corpo alongado e protórax reduzido, sem tergo ou cerdas, condição apomórfica em relação à observada em Poduromorpha. O terceiro grupo, Neelipleona (Fig. 13.30), tem o corpo globoso, com o meso e metatórax aumentados, formando a maior parte do corpo. O quarto grupo, Symphypleona (Fig. 13.29), também tem corpo globoso, porém são os quatro primeiros segmentos abdominais os responsáveis pela formação da maior parte do corpo. O quinto grupo, Metaxypleona, com um gênero e três espécies, tem aparência poduromorfa e cabeça hipognata.

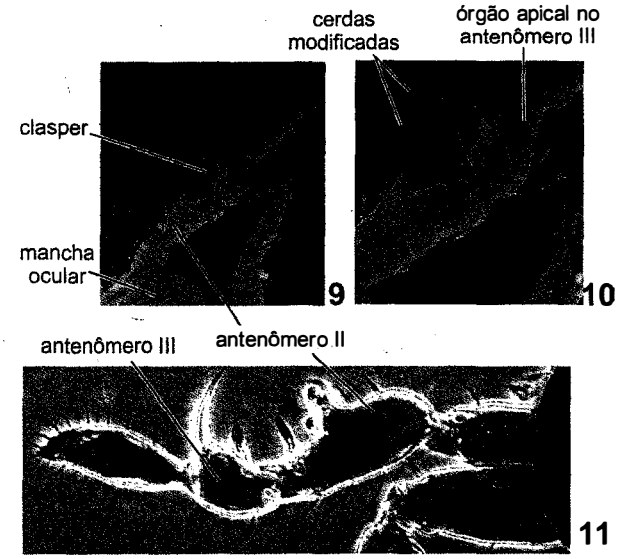
A cutícula que reveste o exoesqueleto tem padrões variados de ornamentação, geralmente formando figuras geométricas compostas e repetidas em toda a extensão do corpo, como uma imagem de caleidoscópio. Essa ornamentação torna a cutícula muito hidrofóbica, permitindo que o animal transite sobre a água e que afunde no álcool de frascos coletores dos entomólogos.

Cabeça. Olho composto ausente. Cada olho simples é formado por oito pequenas lentes isoladas, semelhantes aos omatídios, também chamadas cornéolas, que ficam dispostas lateralmente em uma mancha ocular, com frequência muito pigmentada. Muitas vezes, o número de cornéolas é reduzido, ou estão ausentes, dependendo das condições ambientais onde a espécie habita. Antena primariamente com quatro segmentos, com musculatura intrínseca. A antena (Figs. 13.7-11) pode ter modificações, como encurtamento ou subdivisão de segmentos, modificações na forma, como pinça ou clasper para fixar o macho à fêmea, auxiliando na reprodução (Fig. 13.9-11). No ápice do terceiro segmento, látero-dorsalmente, há um órgão sensorial formado por duas cerdas modificadas (sensores) e duas ou mais cerdas

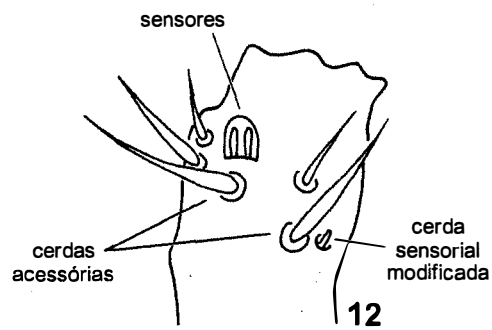


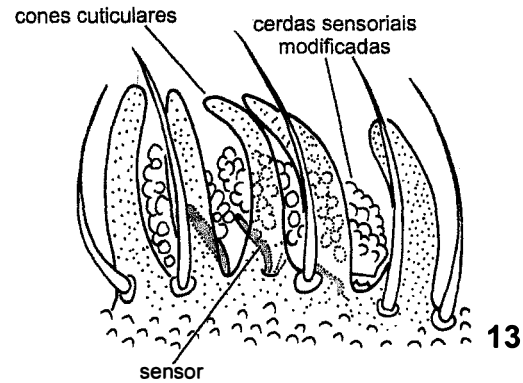


Figuras 13.7-8. Modificações do antenômero IV. **7**, subdividido em Sminthuridae; **8**, encurtado em Dicyrtomidae.



Figuras 13.9-11. Modificações das antenas de machos para a função preênsil. **9-10**, clasper de *Sphaeridia* Linnaniemi nos antenômeros II e III; **11**, *Denisiella* Folsom & Mills com antenômeros muito modificados.





Figuras 13.12-13. Órgão sensorial do antenômero III. **12**, *Arrhopalites* Börner; **13**, *Onychiurus* Gervais.

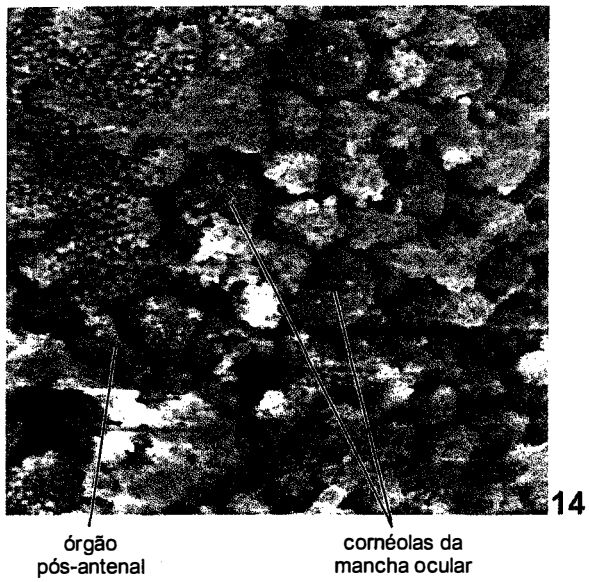
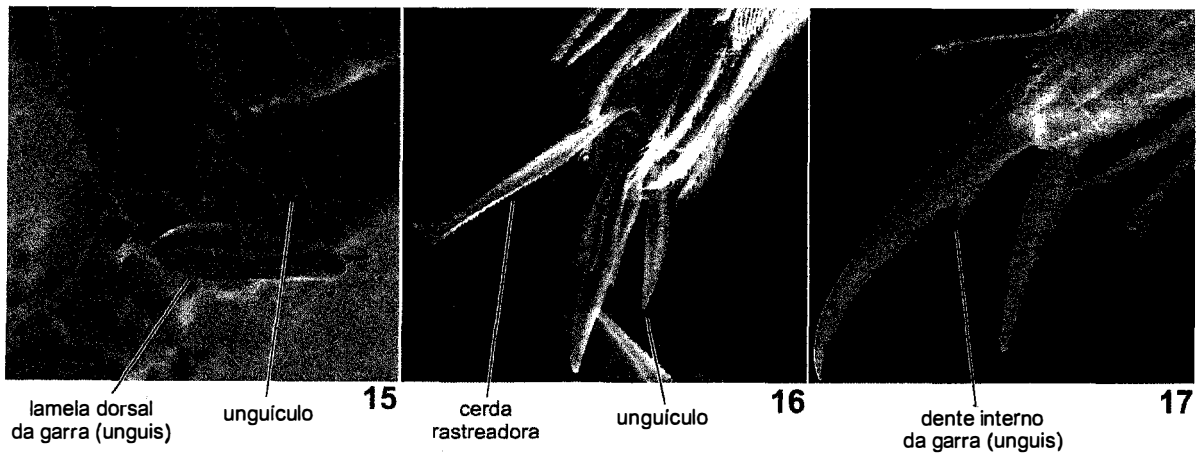


Figura 13.14. Órgão pós-antenal e mancha ocular de Brachystomellidae.

guardiãs, às vezes modificadas (Figs. 13.10, 12-13). Possui um órgão pós-antenal, formado por uma ou mais vesículas de formas variadas, localizado entre as manchas oculares e a base as antenas (Fig. 13.14).

O clípeo-labro está completamente fundido à cápsula cefálica. O labro tem algumas papilas, cristas e cerdas no ápice e o lábio, reduzido a um triângulo labial na porção ântero-ventral. No ápice, há um grupo complexo de papilas que sustentam cerdas grossas, derivadas dos palpos labiais. Mandíbula e maxila (Figs. 13.1-6) estão envoltas por prolongações da parte lateral da cápsula cefálica e pelo lábio, por isso são ditos entognatos. O tipo básico de mandíbula é mastigador, com uma placa molar recoberta de fileiras de dentículos na parte basal e com uma fileira de dentes maiores na parte distal (incisiva). O tipo básico de maxila possui um ramo denteado e lamelas com franjas. As peças bucais podem estar modificadas em forma de estiletes sugadores ou ainda carecer de mandíbulas, dependendo dos diferentes tipos de alimentação. O tórax é formado por três segmentos subiguais nos grupos mais basais, às vezes com segmentos fundidos (Symphypleona e Neelipleona). As pernas são formadas por epicoxa, subcoxa, coxa, trocânter, fêmur, tibiotarso e complexo empodial. Não há consenso sobre a existência da epicoxa e subcoxa (Christiansen & Bellinger 1998; Richards 1968), porém é possível observar vestígios desses segmentos em vários grupos. O tibiotarso é resultante da fusão parcial da tíbia e do tarso e, frequentemente, na sua extremidade distal encontra-se uma ou mais cerdas longas chamadas cerdas rastreadoras (*"tenent hair"*) (Fig. 13.16), uma garra tarsal chamada unguis e um apêndice empodial chamado unguículo (Figs. 13.15-17). O unguis está presente em todos os colêmbolos e pode estar provido de dentes na superfície dorsal, ventral ou lateral, que são projeções das lamelas. O unguículo ou apêndice empodial é uma garra menor, de forma lanceolada ou alongada, que se projeta na posição ventral (Figs. 13.15-17).

O abdômen tem seis segmentos, às vezes fundidos nos diferentes grupos, e com apêndices ventrais. No segmento I, está o colóforo ou tubo ventral (Figs. 13.18-19), um tubo cilíndrico com um par de vesículas eversíveis (sacos do colóforo). Essas vesículas são curtas ou, em alguns casos, longas. No segmento III, existe o retináculo ou tenáculo (Fig. 13.20), uma estrutura formada por uma peça única na base (corpo) com um par de peças distais (ramos) portadoras de uma série de no máximo quatro dentes na superfície externa. O corpo do tenáculo pode ter uma ou mais cerdas e os ramos acoplam-se entre os dentes da furca, mantendo-os na posição justaposta ao abdômen quando em repouso. O tenáculo pode estar reduzido ou ausente em espécies com furca reduzida. No segmento IV, há a furca (= fúrcula) (Fig. 13.21), estrutura formada por base única, o manúbrio e dois ramos distais, os dentes da furca, terminando cada um deles em um tipo de garra chamado mucro. Esses apêndices têm estruturas pares, provavelmente derivadas de pernas abdominais metaméricas, originalmente locomotoras. A abertura genital é na parte ventral do segmento V. No macho, a abertura genital é formada por uma fenda longitudinal em uma papila circundada por cerdas (Fig. 13.25). Na fêmea, é formada por uma fenda transversal circundada por cerdas (Fig. 13.24). A abertura anal é no segmento VI, em posição terminal ou

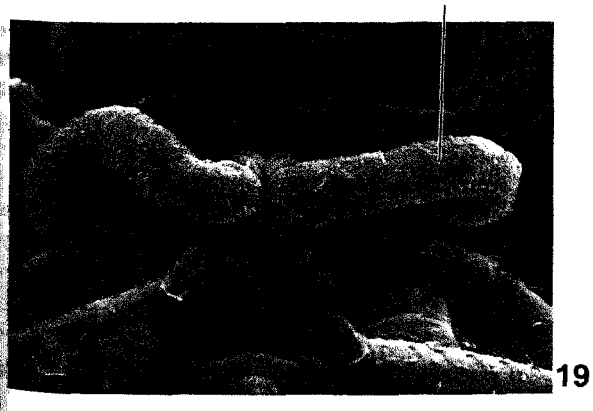


Figuras 13.15-17. Complexo empodial. **15**, Sminthuridae; **16**, Entomobryidae; **17**, Paronellidae.

ventral, trirradiada, formada por um esclerito dorsal e dois ventro-laterais.

Imaturos. Os colêmbolos são ametábolos. O ovo é esférico, branco ou rosado, transparente leitoso. Pode ser depositado isoladamente sobre o substrato ou em grupo. É único entre os artrópodes hexápodes por ser microlécito (com pequena reserva de vitelo) e pelo desenvolvimento holoblástico ou clivagem completa. Quando a oviposição ocorre em estação desfavorável, os ovos podem entrar em diapausa por vários meses. Jovens e adultos também podem entrar em diapausa, associada à modificação regressiva das peças bucais e trato digestivo. Em alguns casos, ocorrem mudanças notáveis na morfologia externa (ecomorfose) (Christiansen & Bellinger 1998). O desenvolvimento é epimórfico ou holomérico, no qual os jovens possuem o mesmo número de segmentos dos adultos. Jovens recém-emergidos são semelhantes aos adultos na forma geral do corpo, diferenciando-se pelo comprimento menor, pigmentação e quetotaxia reduzida e ausência de abertura genital. A maturidade sexual ocorre ao redor do quinto ou sexto ínstar. As mudas ocorrem durante toda a vida, mas o crescimento é reduzido em estações desfavoráveis. O número de ínstares varia de dois, em machos de *Sphaeridia* Linnaniemi, até cinquenta ou mais, em *Orchesella* Templeton. O crescimento decai progressivamente com a maturidade sexual.

Biologia. Colêmbolos são comuns em quase todos hábitats. Número e diversidade maior ocorrem no solo e micro-hábitats adjacentes, com abundância de matéria orgânica. Há espécies em glaciares permanentes de montanhas, acima de 5 mil metros, espécies sobre o nível do mar e outras nas partes profundas da maioria das cavernas terrestres. Há espécies especializadas em viver na superfície da água



Figuras 13.18-19. Colóforo. **18**, Paronellidae; **19**, Sminthuridae.

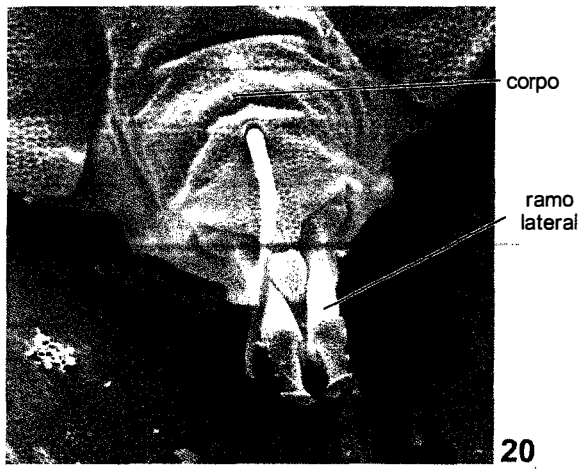
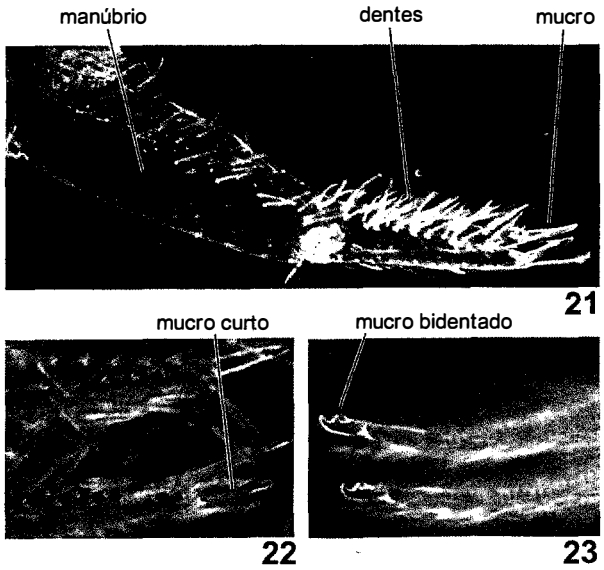


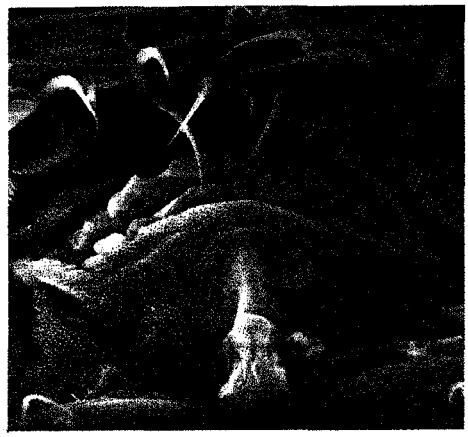
Figura 13.20. Estrutura geral do retináculo, Entomobryidae.

de pequenos corpos aquíferos (epinêuston), nas rochas das zonas litorâneas de entremarés e nos espaços aéreos da areia em dunas e praias. Apesar de sensíveis à dessecação, há espécies que habitam desertos e se protegem da perda excessiva de água por meio de padrões comportamentais e seleção de micro-hábitats. Os Entomobryomorpha em geral são cobertos por abundantes cerdas e escamas que retêm uma camada de ar sobre o corpo e diminui a perda de água. Em ambientes muito úmidos as espécies comumente encontradas no solo podem mover-se para os estratos mais elevados da vegetação, habitando até mesmo as copas das árvores ou plantas epífitas e musgos.

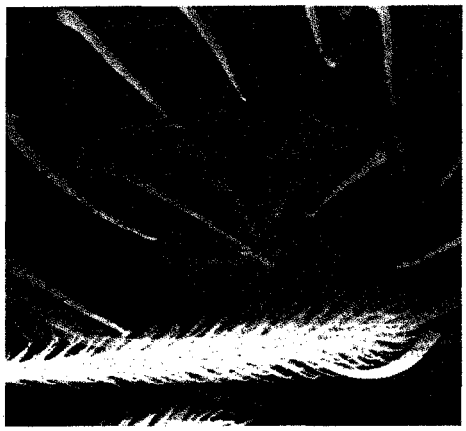
São capazes de explorar quase todos os tipos de recursos. As principais fontes de alimento são microorganismos e fungos associados à matéria orgânica do solo e folhiço. Vários grupos alimentam-se de guano de morcegos, fezes de vertebrados e invertebrados de solo, além de serem capazes de ingerir suas próprias exúvias. A capacidade de suportar longos períodos sem alimentação varia muito de uma espécie para outra e é muito influenciada pela adaptação à vida cavernícola.



Figuras 13.21-23. Estrutura da furca (fúrcula). **21**, furca; **22**, mucro de Paronellidae; **23**, mucro de Entomobryidae.



24



25

Figuras 13.24-25. Abertura genital, Entomobryidae. **24**, fêmea; **25**, macho.

Alguns mecanismos de escape são bastante úteis para evitar a predação. As espécies que possuem furca bem desenvolvida são mais eficientes. A cobertura de cerdas e escamas nos Entomobryomorpha oferece grande vantagem contra predadores, por obstruírem o aparelho bucal do predador e por facilitarem o escape de teias de aranhas. Há ainda produção de substâncias impalatáveis (por exemplo, Onychiuridae e Hypogastruridae), que parecem estar associadas, em alguns casos, à coloração azul-escura.

A fecundação é externa. Depositam espermatóforos diretamente no substrato, os quais são encontrados e coletados pelas fêmeas, sem nenhum contato com o macho. Há, entretanto, alguns exemplos de formação de casal envolvendo comportamento de corte que são simples ou relativamente complexa.

Classificação. Os colêmbolos são classificados em Ellipura, dentro de Hexapoda (Bellinger *et al.* 1996; Bach-de-Roca *et al.* 2000). Diferentes autores apresentaram várias combinações para os táxons que compõem Mandibulata, mas nenhum consenso foi alcançado. Uma síntese do debate e uma lista de referências pode ser encontrada em Bellinger *et al.* (1996). Collembola é formado por cinco grupos distintos, aqui classificados como subordens: Poduromorpha, Entomobryomorpha, Neelipleona, Symphypleona e Metaxypleona. Esta última tem posição filogenética indefinida. A seguir, apresenta-se uma lista com as 31 famílias conhecidas, entre parênteses o número de espécies conhecidas no Brasil até 2003 (Culik & Zeppelini 2003; Zeppelini & Bellini 2004).

Poduromorpha
1. Hypogastruridae (13)
2. Odontellidae (1)
3. Brachystomellidae (15)
4. Neanuridae (36)
5. Onychiuridae (4)
   Gulgastruridae
6. Tullbergiidae (8)
   Isotogastruridae

Metaxypleona
   Poduridae

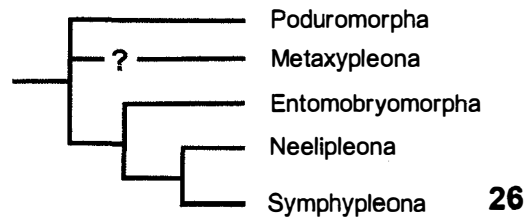
Entomobryomorpha
7. Isotomidae (48)
   Coenaletidae
   Actaletidae
   Protentomobryidae
8. Entomobryidae (36)
   Microfalculidae
9. Paronellidae (10)
10. Cyphoderidae (4)
11. Oncopoduridae (2)
    Oncobryidae
    Tomoceridae

Neelipleona
12. Neelidae (2)

Symphypleona
    Mackenziellidae
13. Sminthurididae (22)
14. Katiannidae (3)
15. Sturmiidae (1)
16. Arrhopalitidae (7)
    Collophoridae
    Spinothecidae
17. Dicyrtomidae (2)
18. Bourletiellidae (7)
19. Sminthuridae (10)

Relações filogenéticas. Collembola é, sem dúvida, um grupo monofilético. Há várias sinapomorfias para o grupo: mancha ocular com no máximo oito corneólas, antena com quatro segmentos, abdômen com seis segmentos com colóforo, retináculo e furca. As afinidades internas não são claras. Há poucos estudos de filogenia já realizados, sumarizados na Fig. 13.26. Há divergências entre autores, principalmente quanto à posição de Metaxypleona. Discussões mais detalhadas das diferentes hipóteses filogenéticas são apresentadas por Soto-Adames (1995), Bellinger *et al.* (1996), Janssens (2001).

Coleta e fixação. Os colêmbolos ocorrem em todos os ambientes, porém são mais abundantes na serapilheira, troncos de árvores, sob pedras e no solo orgânico. A coleta manual pode ser feita com o auxílio de pincel fino umedecido com água ou álcool. Recomenda-se também estender um pedaço de plástico sobre o solo, de preferência branco ou de cor clara (grande o bastante para se deitar sobre ele) e, então, coletar os espécimes que saltam sobre o plástico e são facilmente vistos e coletados com o pincel e aspirador entomológico. Outro método é colocar uma bandeja esmaltada sob arbustos e vegetação rasteira e agitar os ramos para provocar sua queda. A forma mais eficiente de extração de colêmbolos de amostras tomadas



26

Figura 13.26. Hipótese de relações filogenéticas entre as subordens de Collembola. Fonte: Massoud (1976) e Soto-Adames (1995).

do substrato (solo/folhiço) é com o uso do funil de Berlese-Tulgren. Armadilhas do tipo "pitfall" também produzem bom resultado.

Os espécimes devem ser fixados e conservados em álcool 70% e montados em lâminas semipermanentes para a observação em microscópio ótico. Para tal, é necessário remover os pigmentos e gordura, deixando a cutícula transparente. A remoção dá-se por meio de: (a) banho em KOH (5%) por cerca de três a cinco minutos, secado a seguir em um pedaço de papel filtro para retirar o excesso de KOH que reage com o lactofenol, causando a formação de bolhas; (b) banho em lactofenol por cerca de três minutos, que pode ser aquecido levemente para acelerar a reação — o excesso de reagente deve ser eliminado antes da montagem. Uma vez clareado, o espécime é montado entre lâmina e lamínula. O meio de inclusão mais recomendado para montagem é o líquido de Hoyer: 50 ml de água destilada, 200 g de hidrato de cloral, 40 ml de glicerina, 20 g de goma arábica. Para prepará-lo, deve-se picar e dissolver lentamente a goma arábica em água destilada, filtrando em seguida a solução em lã de vidro e os demais ingredientes adicionados. A solução deve ser então completamente homogeneizada com bastão de vidro e filtrada novamente. Maiores detalhes sobre a montagem de lâminas em Christiansen & Bellinger (1998) e Zeppelini e Bellini (2004).

Importância. Frequentemente são muito abundantes no solo e no folhiço, e figuram entre os mais importantes consumidores, sendo elementos importantes na base da cadeia alimentar. Como consumidores, desempenham uma função muito relevante na ciclagem de nutrientes, sendo um dos principais responsáveis pelo enriquecimento do solo e, por conseguinte, para a sustentação de florestas e ambientes abertos. A deposição de suas fezes pode alterar a composição física e a estrutura do solo, exercendo assim uma atividade fundamental para o equilíbrio e manutenção da vida no planeta. Essas características fazem dos colêmbolos de solo bioindicadores muito eficientes e específicos, tanto para avaliar as condições físico-químicas do solo e húmus, quanto para verificar o progresso no processo de recuperação de áreas reflorestadas (Oliveira 1993; Cassagne *et al.* 2003).

Na cadeia alimentar, servem de alimento para vários grupos de animais, como ácaros, aranhas de pequeno porte (2-5 mm), besouros, formigas, opiliões, amblipígideos, quilópodes, peixes, sapos, lagartos, aves e até pequenos marsupiais e mamíferos. São importantes como descontaminantes ambientais. Alguns poluentes encontrados em solos agrícolas, como o DDT, quando em concentrações moderadas, podem ser metabolizados por alguns colêmbolos, cuja atuação é útil na recuperação de solos contaminados e na operação de despoluição de áreas agrícolas e industriais. Devido a sua resistência a metais pesados e outros agentes poluentes, são capazes de sobreviver em locais onde seus predadores e competidores foram eliminados. São raros os casos de danos à agricultura causados por colêmbolos. A espécie *Sminthurus viridis* (L.) é causadora de prejuízos em plantações de alfafa na Austrália e houve um caso de ataque a plantações de tomates verdes no México, sem confirmação oficial.

Chave para as famílias

1. Corpo alongado. Segmentos do tórax e abdômen não fundidos. Furca presente ou ausente (Figs. 13.27-28) ..... **Arthropleona** ... **2**

— Corpo mais ou menos esférico, pelo menos os quatro primeiros segmentos do abdômen fundidos. Furca sempre bem desenvolvida (Figs. 13.29-30) **12**

2(1). Protórax normal (Fig. 13.27), com cerdas dorsais ..... **Poduromorpha** ... **3**

— Protórax reduzido (Fig. 13.28), sem cerdas dorsais ..... **Entomobryomorpha** ... **8**

3(2). Peças bucais do tipo mastigadoras (Figs. 13.1, 2, 5). Mandíbula com superfície molar .... **Hypogastruroidea** ... **4**

— Peças bucais adaptadas para picar e sugar, projetando-se em um cone (Fig. 13.3, 4, 6). Mandíbula, quando presente, sem superfície molar (Fig. 13.3) ..... **Neanuroidea** ... **6**

4(3). Com pseudocelos na base das antenas e em vários segmentos do corpo (Fig. 13.31), coloração branca. Olho ausente. Furca reduzida ou ausente **5**

— Sem pseudocelos na base das antenas ou no corpo. Mancha ocular geralmente com uma ou mais corneólas. Furca geralmente bem desenvolvida, com ou sem pigmentos ..... **1. Hypogastruridae**

5(4). Órgão sensorial do terceiro antenômero com sensores e cones cuticulares (Fig. 13.13) ..... **5. Onychiuridae**

— Órgão sensorial do terceiro antenômero simples, com um a três sensores lisos e expostos (conforme Figs. 13.10, 12 de Sminthurididae e Arrhopalitidae, respectivamente) ..... **6. Tullbergiidae**

6(3). Mandíbula presente, com dois ou mais dentes (Fig. 13.3), sem placa molar. Maxila alongada, em forma de estilete (Fig. 13.6) ..... **4. Neanuridae**

— Mandíbula presente ou ausente. Maxila presente **7**

7(6). Mandíbula ausente. Maxila quadrangular e geralmente com dentes (Fig. 13.5). Órgão pós-antenal formado por várias vesículas (Fig. 13.14). Mucro com lamela dorsal lisa (Figs. 13.36-37) ..... **3. Brachystomellidae**

— Mandíbula reduzida, sem placa molar. Maxila estiliforme, cardo reduzido ou ausente. Órgão pós-antenal formado por uma vesícula de forma variada. Mucro com lamela dorsal tridentada, antena cônica (Fig. 13.35) ..... **2. Odontellidae**

8(2). Furca com espinhos na base dos dentes (Fig. 13.38) **9**

— Furca sem espinhos no dente **10**

9(8). Abdômen com segmento IV não mais de duas vezes o comprimento do segmento III. Mucro do mesmo comprimento ou maior que o dente ..... **11. Oncopoduridae**

— Abdômen com segmento IV mais de três vezes o comprimento do segmento III. Mucro quadrado ou curto, muito menor que o comprimento do dente (Fig. 13.21-23) ..... **9. Paronellidae**

10(8). Segmento abdominal IV (na linha medial dorsal) com o mesmo comprimento do segmento III. Órgão pós-antenal formado por uma vesícula circular ou ovalada; no caso de estar ausente, a maioria das cerdas do corpo unilateralmente ciliada. Escamas ausentes ..... **7. Isotomidae**

— Abdômen com segmento IV pelo menos duas vezes o comprimento do segmento III (Fig. 13.28). Órgão pós-antenal ausente, com ou sem escamas no corpo. Algumas cerdas do corpo multilateralmente ciliadas **11**

11(10). Dentes crenulados, escamas no dente, quando presentes, de tamanho normal. Mucro curto, com menos de ¼ do comprimento do dente, com 1-2 dentes (Fig. 13.23) .... **8. Entomobryidae**

— Dentes lisos, geralmente com escamas grandes. Mucro longo, com cerca de ¼ do comprimento do dente, com número variável de dentes (Fig. 13.21) ..... **10. Cyphoderidae**

12(1). Espécimes menores que 0,4 mm de comprimento. Abdômen com segmentos V e VI não diferenciados do resto do corpo; corpo de aparência globosa. Antena mais curta que a cabeça. Olho ausente. Dentes da furca subdivididos (Fig. 13.30) .... **Neelipleona ... 12. Neelidae**

— Espécimes maiores, geralmente entre 0,4 - 3,0 mm de comprimento. Abdômen com segmentos V e VI claramente separados do resto do abdômen. Antenas mais comprida que a cabeça. Olho presente. Dentes da furca não subdivididos (Fig. 13.29) ..... **Symphypleona ...13**

13(12). Antena geniculada entre os antenômeros III e IV. Antenômero IV frequentemente subdividido, mais comprido que o III (Fig. 13.7). Colóforo geralmente curto **14**

— Antena geniculada entre antenômeros II e III. Antenômeros IV muito mais curto que o III (Fig. 13.8). Colóforo frequentemente muito longo ..... **17. Dicyrtomidae**

14(13). Abdômen com segmentos V e VI fundidos. Machos com antena preênsil (Figs. 13.9-11). Fêmeas sem apêndice subanal ..... **13. Sminthurididae**

— Abdômen com segmentos V e VI não fundidos. Machos com antena normal. Fêmeas com apêndice subanal (Fig. 13.32) **15**

15(14). Órgão metatrocanteral presente (Figs. 13.33-34) **16**

— Órgão metatrocanteral ausente **17**

16(15). Tíbio-tarso sem cerdas rastreadoras no ápice (Fig. 13.15). Mancha ocular com duas cornéolas ou menos. Cerda do órgão metatrocanteral inserida em um alvéolo ovalado (Fig. 13.33) ..... **16. Arrhopalitidae**

— Tíbio-tarso com cerdas rastreadoras (Fig. 13.16). Mancha ocular geralmente com oito cornéolas. Cerda do órgão metatrocanteral inserida em um alvéolo triangular (Fig. 13.34) ..... **14. Katiannidae**

17(15). Região dorsal do grande abdômen com duas cerdas grossas acima da tricobótria A (Fig. 13.29). Colóforo bipartido, com sacos curtos ..... **15. Sturmiidae**

— Região dorsal do grande abdômen com cerdas normais. Colóforo cilíndrico, simples, com sacos podendo expandir-se apreciavelmente (Fig. 13.19) **18**

18(17). Cerda pré-tarsal posterior ausente. Mucro espatulado. Tricobótrias A-C em linha reta. Tíbio-tarso anterior e médio com três cerdas rastreadoras, o posterior com duas cerdas rastreadoras ..... **18. Bourletiellidae**

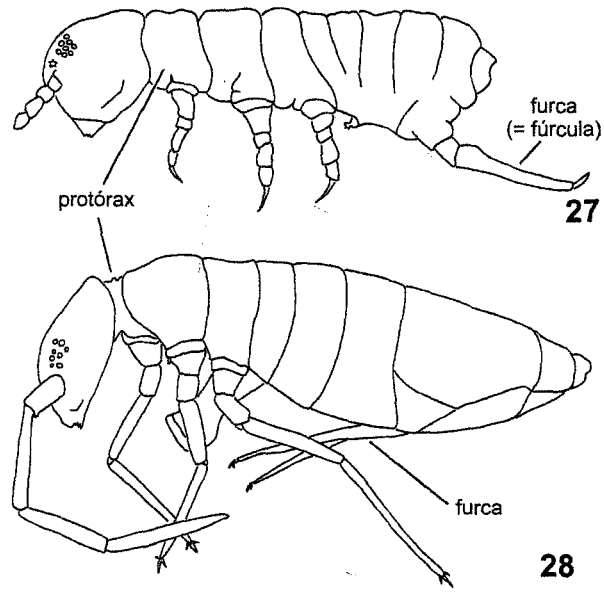
— Cerda pré-tarsal posterior presente. Mucro crenulado. Tricobótrias A-C formando um triângulo ou reduzidas em número. Tíbio-tarso posterior sem cerdas rastreadoras .... **19. Sminthuridae**

1. Hypogastruridae. De aparência poduromorfa, com plano geral do corpo completo. Furca curta ou ausente, nunca ultrapassando o fim do abdômen quando estendida. A maioria das espécies com um par de espinhos inseridos em papilas no segmento anal. Ocorre em todos os continentes. Há registro para o Brasil de pelo menos 13 espécies de oito gêneros, vivendo principalmente na zona litorânea, no solo e folhiço de florestas (Culik *et al.* 2002; Culik & Zeppelini 2003). Uma espécie cavernícola, *Acherontides eleonorae* Palácios-Vargas & Gnaspini-Netto é conhecida do Paraná e de São Paulo. Chaves para separação dos gêneros, em Christiansen & Bellinger (1998) e Bellinger *et al.* (1996).

2. Odontellidae. Pequenos, de corpo oval ou fusiforme, antenas cônicas. Cosmopolita, com uma espécie, *Stachiomiella folsomi* (Arlé), conhecida no Brasil habitando a serapilheira na floresta amazônica, ao sul de Belém, no Pará. Chave para identificação dos gêneros, disponível na página de Bellinger *et al.* (1996).

3. Brachystomellidae. Amplamente distribuída nas regiões tropicais em todo o mundo. Sem mandíbulas, exceto em *Probrachystomellides nicolaii* Weiner & Najt, onde ocorrem em tamanho reduzido (Christiansen & Bellinger 1998). São conhecidas 15 espécies do Brasil, de sete gêneros, que habitam encostas de rios, solo, áreas pantanosas, praias, dunas, serapilheira e húmus em floresta e matas de restinga (Zeppelini & Bellini 2004). Chave para a identificação dos gêneros, disponível na página de Bellinger *et al.* (1996).

4. Neanuridae. Segmentos antenais III e IV às vezes fundidos dorsalmente. Espinhos anais ausentes ou representadas por cerdas robustas inseridas diretamente no tegumento. Do Brasil, são conhecidas 36 espécies de 16 gêneros, que vivem principalmente em zona litorânea e solo de florestas, embora haja espécies em outros ambientes, inclusive cavernas (Culik



Figuras 13.27-28. Hábito de Collembola. **27**, Poduromorfa, protórax completo; **28**, Entomobriomorfa, protórax reduzido.

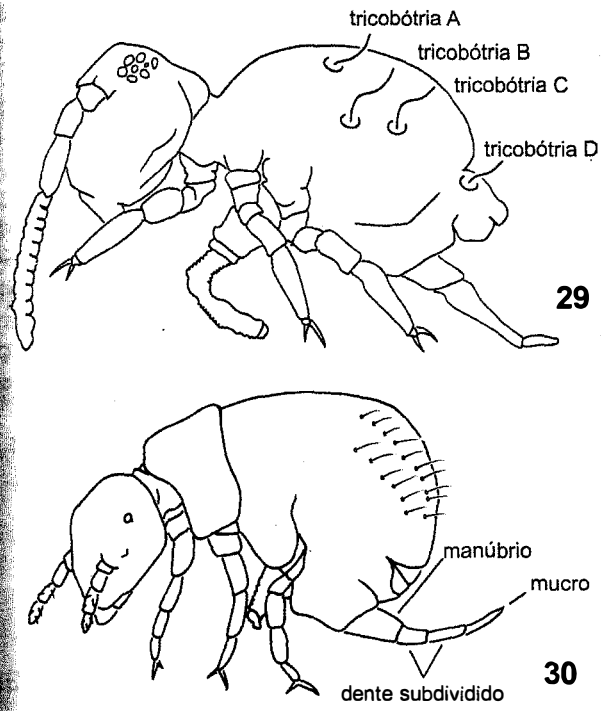
& Zeppelini 2003). De distribuição cosmopolita. Foi revisada por Massoud (1967). Chaves para identificação de gêneros, disponíveis em Christiansen & Bellinger (1998) e na página de Bellinger *et al.* (1996).

5. **Onychiuridae.** Órgão pós-antenal geralmente composto de muitas vesículas agrupadas, formando um elipse ou círculo. Pigmentos geralmente ausentes (Christiansen & Bellinger 1998). Cosmopolita, avançando sobre o continente ártico e antártico. Do Brasil, são conhecidas quatro espécies, em três gêneros, que habitam solo ou serapilheira de floresta, no Pará, Amazonas e Rio de Janeiro (Culik & Zeppelini 2003). Chaves para identificação Bellinger *et al.* (1996), Christiansen & Bellinger (1998).

6. **Tullbergiidae.** Semelhante a Onychiuridae. Antenas curtas, não maiores que o diâmetro da cabeça. Segmento antenal IV com uma papila apical globular. Unguículos ausentes ou rudimentares. Cosmopolita, com oito espécies em três gêneros no Brasil (Culik & Zeppelini 2003). Habitam em solo de floresta, área de litoral e cavernas. Chave para identificação de gêneros, disponível na página de Bellinger *et al.* (1996).

7. **Isotomidae.** Aparência Entomobryomorfa. Cerca de 1 mm de comprimento, pouco pigmentados. Cosmopolita, com 48 espécies em 17 gêneros no Brasil (Zeppelini & Bellini 2004). São abundantes vivendo em diversos ambientes, folhiço, solo de floresta e cerrado, zona litorânea, dunas, cavernas e áreas de lavoura. Chaves para identificação estão disponíveis em Christiansen & Bellinger (1998) e Bellinger *et al.* (1996).

8. **Entomobryidae.** Órgão metatrocanteral formado por um grupo de cerdas curtas arranjadas em fileiras. Órgão pós-antenal ausente. Padrões de coloração e forma e distribuição das cerdas e escamas variáveis e com grande importância taxonômica. Cosmopolita, encontrados até mesmo em regiões polares. No Brasil, são conhecidas pelo menos 36 espécies em oito gêneros, habitando ambientes variados, como dunas e praias arenosas no litoral até a floresta amazônica (Zeppelini & Bellini 2004). Uma espécie que habita uma região de transição entre a caatinga e o brejo de altitude na Paraíba, *Seira raptora* Zeppelini & Bellini, possui morfologia única na ordem, com as pernas anteriores modificadas em forma de pinças ou alicates, provavelmente relacionados a atividade de corte. Revisões morfológicas e taxonômicas e chaves para identificação dos gêneros e espécies por Szeptycki (1979) e Christiansen & Bellinger (1998).



Figuras 13.29-30. Hábito de Collembola. **29**, Symphypleona, mostrando a fusão dos segmentos torácicos e abdominais; **30**, Neelipleona, protórax reduzido.

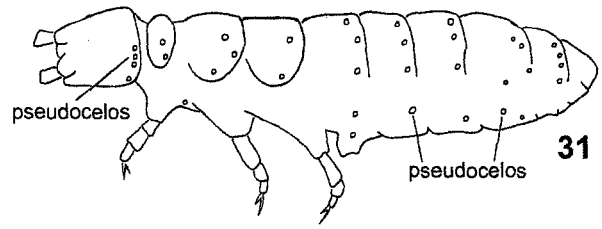


Figura 13.31. Distribuição dos pseudocelos no corpo de Onychiuridae.

9. **Paronellidae.** Parecidos com os entomobriídeos. No Brasil são conhecidas 10 espécies em cinco gêneros. Habitam em solo de floresta e o interior de cavernas, sempre associados ao acúmulo de detritos vegetais e animais (Culik & Zeppelini 2003). Tem ampla distribuição em todas as regiões tropicais, subtropicais e temperadas, porém não ocorrem nas regiões mais frias do continente. Chaves para identificação dos gêneros, disponíveis em Christiansen & Bellinger (1998) e Bellinger *et al.* (1996).

10. **Cyphoderidae.** Olhos ausentes e pigmentos reduzidos refletem a especialização em sua biologia. São comensais obrigatórios ou facultativos de insetos sociais e é comum habitarem cavernas, associados aos detritos orgânicos,

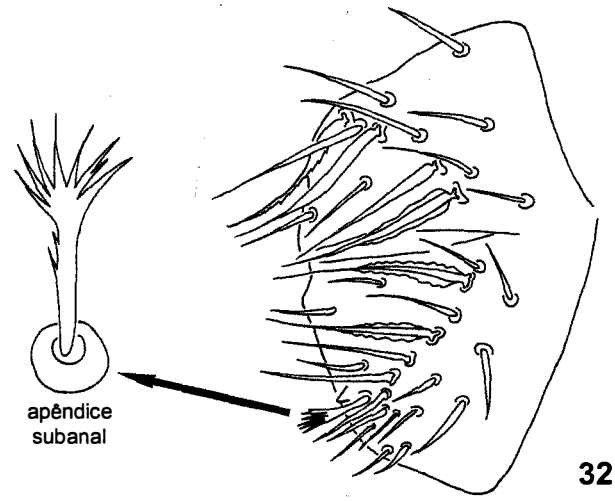


Figura 13.32. Valva anal de fêmea de *Arrhopalites* Börner indicando a posição do apêndice subanal.

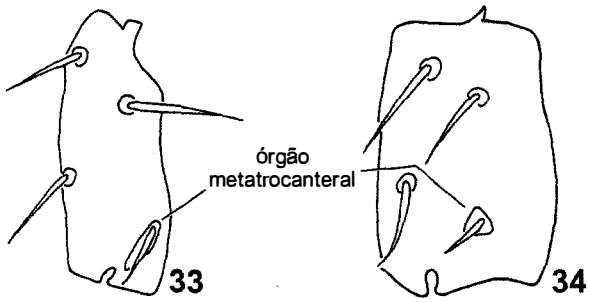
ou ninhos de outros animais. Na Paraíba, uma espécie de *Cyphoderus* Nicolet parece estar associada a ninhos de tartarugas marinhas, onde os fungos que se desenvolvem no interior do ninho, sobre os ovos, podem servir de alimento. Tem distribuição semelhante à Paronellidae. No Brasil, são conhecidas quatro espécies de dois gêneros (Culik & Zeppelini 2003). As espécies neárticas foram revisadas por Christiansen & Bellinger (1998). Chave para identificação dos gêneros, disponível na página de Bellinger *et al.* (1996).

11. Oncopoduridae. Com escamas hialinas e cerdas ciliadas multilateralmente. Órgão pós-antenal presente. Dentes subsegmentados, com espinhos dorsais denteados; mucro com escamas grandes ou cerdas ciliadas e dentes dorsais. Ocorre na região central da América do Sul e da África, na Oceania, exceto oeste australiano, na região Holártica, exceto Groenlândia e no norte da América do Norte, da Europa e da Ásia. Do Brasil, são conhecidas duas espécies de *Oncopodura* Carl & Lebedinsky (Arlé 1960), ambas de serapilheira em floresta.

12. Neelidae. Tórax relativamente grande, formando a maior parte do corpo. Cosmopolita, com sete espécies de três gêneros conhecidas em todo o mundo, um número pequeno provavelmente resultado de sua taxonomia difícil. Para o Brasil, há o registro de duas espécies em dois gêneros (Culik *et al.* 2002). Chaves para a identificação dos gêneros por Stach (1957) e Christiansen & Bellinger (1998).

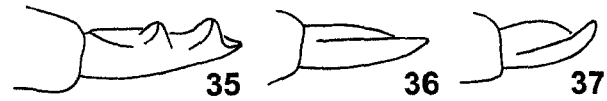
13. Sminthurididae. Menos de 1 mm de comprimento. Dois últimos segmentos abdominais fundidos entre si. Cosmopolita, exceto Patagônia e Antártida. Para o Brasil, há registros de 22 espécies em dois gêneros (Zeppelini & Bellini 2004). A maioria habita solo de floresta com abundância de matéria orgânica e umidade. Chaves para a identificação dos gêneros em Richards (1968), Betsch (1980) e Christiansen & Bellinger (1998).

14. Katiannidae. Lobo posterior do retináculo reduzido. Fêmeas com apêndices subanais direcionados para a abertura genital. Cosmopolita, incluindo regiões polares, porém sem registros para a África Central e Oriente Médio (Bellinger *et al.* 1996), provavelmente devido à escassez de estudos. Do Brasil, são conhecidas três espécies, duas delas amazônicas, que habitam o dossel (Bretfeld 2002; Zeppelini & Bellini 2004). Chaves para identificação dos gêneros em Richards (1968) e Betsch (1980).



Figuras 13.33. Órgão metatrocanteral. **33**, *Arrhopalites* Börner, alvéolo oval alongado; **34**, *Sminthurinus* Börner, alvéolo triangular.

15. Sturmiidae. Com manchas oculares grandes, geralmente



Figuras 13.35-37. Lamela dorsal do mucro. **35**, Odontellidae, lamela dorsal tridentada; **36-37**, Brachystomellidae, lamela lisa.

com forte pigmentação azul-escura. Endêmica da região amazônica (Bretfeld 1999), encontrada no dossel e sobre epífitas. São conhecidas duas espécies, uma da Colômbia, *Sturmius epiphitus* (Bretfeld), e outra do Brasil, *Sturmius truncivivus* Bretfeld & Gauer.

16. Arrhopalitidae. Comprimento entre 0,2 e 1,0 mm. A maioria com redução de pigmentos, com uma papila na base dos dentes, retináculo com um par de tubérculos basais e três dentes em cada lado. A família inclui apenas o gênero *Arrhopalites* Börner. Cosmopolita, exceto África, Austrália e Antártida, com mais de 40 espécies conhecidas. Habitam cavernas, ao menos facultativamente. No Brasil, são conhecidas pelo menos sete espécies em São Paulo, Paraná e Santa Catarina, todas habitando cavernas (Zeppelini & Palácios-Vargas 1999; Zeppelini 2006). Chaves para identificação das espécies brasileiras disponíveis em Zeppelini (2006). Outras chaves, em Richards (1968), Betsch (1980), Christiansen & Bellinger (1998) e Bellinger *et al.* (1996).

17. Dicyrtomidae. Segmento antenal IV curto, em forma de bulbo, muitas vezes anelado. Retináculo quadridentado. Sacos do colóforo muito longos, tubulares, com tubérculos hemisféricos no ápice e na superfície posterior. São os maiores Symphypleona, podendo alcançar três mm de comprimento. Vivem no solo, folhiço e sobre rochas e troncos caídos em decomposição. Cosmopolita, exceto Patagônia e Antártida. No Brasil, há registro de duas espécies de *Ptenothrix* Bömer (Culik & Zeppelini 2003). Os trabalhos de Stach (1957), Richards (1968), Betsch (1980) e Christiansen & Bellinger (1998) apresentaram discussões e chaves para a identificação dos gêneros.

18. Bourletiellidae. Segmento antenal IV sempre anelado. Padrão linear de tricobótrias. Cerda pré-tarsal posterior ausente (Richards 1968; Betsch 1980). Cosmopolita, com sete espécies em cinco gêneros registradas para o Brasil. Habitam o dossel na floresta amazônica, o folhiço, ambientes litorâneos, margens de lago e plantas aquáticas

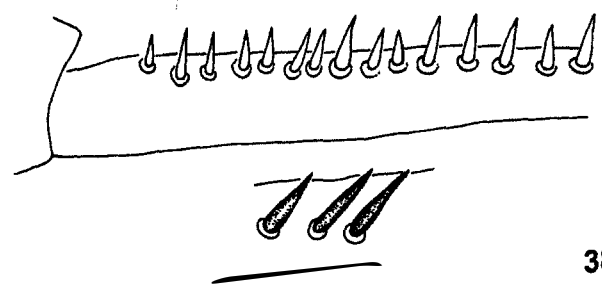


Figura 13.38. Dente da furca mostrando a distribuição dos espinhos, Paronellidae; e detalhe da aparência dos espinhos.

(Bretfeld 2002; Zeppelini & Bellini 2004). Chaves para identificação dos gêneros disponíveis em Stach (1956), Richards (1968), Christiansen & Bellinger (1998) e Betsch (1980).

19. Sminthuridae. Com padrão invertido de tricobótrias no grande abdômen, formando um triângulo com o vértice voltado para a superfície ventral. Tenáculo quadridentado nos jovens e tridentado nos adultos. Órgão oval presente na coxa e trocânter. Cosmopolita, exceto Patagônia e Antártida. Do Brasil, são conhecidas 10 espécies em quatro gêneros. Habitam o dossel e o folhiço em florestas, e cavernas na região Centro-Oeste (Culik & Zeppelini 2003; Zeppelini 2006). Chaves para gêneros nos trabalhos de Stach (1956), Richards (1968) e Betsch (1980).

Agradecimentos. Ao K. Christiansen (Grinnell College, USA), J. G. Palácios-Vargas (Universidad Nacional Autônoma do México, UNAM, México) e Mark Culik (Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural, INCAPER, Vitória, ES), pelo envio de material bibliográfico, biológico, figuras e críticas. Ao Pedro Gnaspini Netto (Universidade de São Paulo, USP, SP), Ênio Mattos (USP-SP) e Eduardo T. Mattos (USP-SP) pelo auxílio na obtenção das imagens de microscopia eletrônica, Bruno C. Bellini (Universidade Federal da Paraíba, UFPB, João Pessoa) e revisores anônimos pelas contribuições.

Arlé, R. 1960. Notas sobre a família Oncopoduridae com descrição de duas espécies novas do Brasil (Collembola). **Arquivos do Museu Nacional 50**: 9-23.

Bach-de-Roca, C.; M. Gaju-Ricart & A. Compte-Sart 2000. Recientes aportaciones filogenéticas sobre los "Apterygota" III. **Boletin de la Sociedad Entomológica Aragonesa, Saragosa 26**: 379-395.

Bellinger, P.F.; K.A. Christiansen & F. Janssens 1996. Checklist of the Collembola of the world. Last updated 2006.10.01 <http://www.collembola.org>. Acesso: 04/out/2006.

Betsch, J.M. 1980. Éléments pour une monographie des collemboles symphyplêones (Hexapodes, Aptérygotes). **Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle 116**: 3-227.

Bretfeld, G. 1999. A second species of the genus *Sturmius* Bretfeld, 1994: *Sturmius truncivivus* n. sp. from Brazil (Insecta, Collembola, Symphypleona). **Amazoniana 15**(3/4): 279-284.

Bretfeld, G. 2002. Known and new genera and species of Symphypleona (Insecta, Collembola) obtained by canopy fogging in central Amazonia, Brazil. **Amazoniana 17**(1/2): 109-137.

Cassagne, N.; C. Gers & T. Gauquelin 2003. Relationships between Collembola, soil chemistry and humus types in forest stands (France). **Biology and Fertility of Soils 37**:355-361.

Christiansen, K. & P. Bellinger 1998. **The Collembola of North America. North of Rio Grande.** Grinnell College, Grinnell, Iowa, 1520 p.

Culik, M. & D. Zeppelini 2003. Diversity and distribution of Collembola (Arthropoda: Hexapoda) of Brazil. **Biodiversity and Conservation 12**: 1119-1143.

Culik, M.P.; J.L. Souza & J.A. Vieira. 2002. Biodiversity of Collembola in Tropical Agricultural Environments of Espírito Santo, Brazil. **Applied Soil Ecology 21**: 49-58

Hopkin, S.P. 1998. Collembola: the most abundant insects on earth. **Antenna 22**: 117-121.

Hopkin, S. (s.d.). The natural world in close up. <http://www.stevehopkin.co.uk>. Acesso: 07/jul/2006.

Janssens, F. 2001. Note on the Collembolan Ordinal Morphogenetic Relationships.<www.collembola.org/publicat/ordo.htm>. Acesso: 07/jul/2006.

Massoud, Z. 1967. Monographie des Neaniridae. Collemboles poduromorphes à pièces bucales modifié. **Biologie Amérique Australe 3**: 1-399.

Massoud, Z. 1976. Essai de synthèse sur la phylogénie des collemboles. **Revue d'Ecologie et de Biologie du Soil 13**: 241-252.

Oliveira, E. P. 1993. Influência de diferentes sistemas de cultivos na densidade populacional de invertebrados terrestres em solo de várzea de Amazônia Central. **Amazoniana 12**(3/4): 495-508.

Pough, F.H.; J.B. Heiser & W.N. McFarland 1999. **A vida dos vertebrados**. 2° ed. São Paulo. Ateneu editora. 798 p.

Richards, W.R. 1968. Generic classification, evolution and biogeography of the Sminthuridae of the world (Collembola). **Memoirs of the Entomological Society of Canada 53**: 1-54.

Scourfield, D.J. 1940. The oldest known fossil insect. **Nature 145**: 799-801.

Soto-Adames, F.N. 1995. Collembola. Last modified 24 June 1996. <http://www.life.uiuc.edu/robertson/tol/collembola.html> Acesso: 07/jul/2006.

Stach, J. 1956. The Apterygotan fauna of Poland in relation to the world-fauna of this group of insects. Family: Sminthuridae. **Polska Akademia Nauk Institut Zoologiczny Oddzial Wkrakowie, Krakow** 287 p. + 33 pl.

Stach, J. 1957. The Apterygotan fauna of Poland in relation to the world-fauna of this group of insects. Families: Neelidae and Dicyrtomidae. **Polska Akademia Nauk Institut Zoologiczny Oddzial Wkrakowie, Krakow** 113 p. +9 pl.

Szeptycki, A. 1979. Chaetotaxy of the Entomobryidae and its phylogenetical significance. Morpho-systematic studies on Collembola. IV. **Polska Akademia Nauk Zaklad Zoologii Systematycznej I Doswiadczalnej.** 219 p.

Zeppelini, D. 2006. The Genus *Arrhopalites* Börner, 1906 (Collembola, Appendiciphora, Arrhopalitidae) in the Neotropical Region, with description of four new cave species from Brazil. **Zootaxa 1124**:1-40.

Zeppelini, D.F. & J.G. Palácios-Vargas 1999. A new troglomorphic species of *Arrhopalites* (Collembola: Arrhopalitidae) from Brazil. **Journal of the New York Entomological Society 107**: 78-81.

Zeppelini, D.F. & B.C. Bellini 2004. **Introdução ao estudo dos Collembola**. Ed. Universitária, UFPB. 82 p.

Capítulo 14

DIPLURA

José Wellington de Morais
Annelyse Rosenthal Figueiredo
Joachim Ulrich Adis†

Japygidae, adulto

Projapygidae, jovem

DIPLURA Börner, 1904

José Wellington de Morais
Annelyse Rosenthal Figueiredo
Joachim Ulrich Adis † (*in memoriam*)

Diplura: do grego *diploos* = duplo, dois; *oura* = cauda. Refere-se à presença de um par de cercos no final do abdômen.

Diagnose. Ametábolos, entognatos, ápteros, terrestres, de corpo estreito e alongado, variando de 1 a 58 mm de comprimento. Maioria sem pigmentação, exceto os cercos de Japygidae, bem esclerosados. Com muitas cerdas sensoriais (tricobótrias). Olho composto ausente. Antena longa, moniliforme. Palpo maxilar e labial reduzidos. Tórax pouco diferenciado. Abdômen com dez segmentos, alguns com estilos e vesículas eversíveis. Cerco filiforme ou em forma de pinça. Gonóporo entre os segmentos VIII e IX. Ânus terminal.

Introdução. Os dipluros são pouco conhecidos, sem um nome popular no Brasil. São cosmopolitas, encontrados em regiões tropicais, subtropicais e temperadas. São conhecidas cerca de 850 espécies no mundo (Dathe 2003), distribuídas em sete famílias (Ferguson 1990). Para o Brasil, foram registradas 37 espécies recentes (Tab. 14.1) e uma espécie fóssil. A maioria das espécies brasileiras foi descrita por Silvestri (ver Tab. 14.1). Estimam-se uma diversidade real de aproximadamente 1.500 espécies no mundo e cerca de 400 espécies no Brasil. Os dipluros habitam preferencialmente o solo, mas são encontrados também em musgos, sobre cascas, pedaços de madeira, sob pedras, em folhiço mais profundo, bem como em espaços porosos úmidos das camadas do subsolo. São encontrados frequentemente juntos com Symphyla.

No Brasil, Parajapygidae foi recentemente registrada por Pagés (2000) em uma região de água preta próxima de Manaus. As poucas informações sobre a ecologia, biologia, fenologia e distribuição vertical da fauna brasileira são conhecidas da fauna em florestas de terra firme e em florestas inundáveis da Amazônia Central (Adis *et al.* 1989; Adis & Pagés 2001).

Os registros fósseis são de japigídeos: um do Mioceno ou Plioceno do Arizona, EUA; outro do Carbonífero de Illinois, EUA e o terceiro do Cretáceo Inferior da Chapada do Araripe, Ceará (Wilson & Martill 2001). Informações e atualizações na internet são mantidas por Maddison (1995) e Sendra (2008).

Morfologia (Adultos). Cabeça (Fig. 14.1) prognata, com o ventre quase totalmente fechado pelas margens laterais do lábio ao longo de quase todo seu comprimento, de modo que somente as pontas das mandíbulas e das maxilas são visíveis anteriormente. Olho ausente. Antena moniliforme, frequentemente com tricobótrias sobre alguns antenômeros (Fig. 14.2); sensores placoides geralmente no último antenômero (Fig. 14.3) e grupo de pequenas cerdas em alguns antenômeros (Fig. 14.4). Peças bucais ocultas dentro de uma bolsa na cabeça (entognatos). Mandíbula (Fig. 14.5) alongada, com número e tamanho de dentes variáveis. Maxila com palpo maxilar; gálea com cerdas distintas na margem externa (Fig. 14.6) e lacínia segmentada, falciforme, esclerosada, podendo ser lisa, ornamentada ou possuir dentes. Lacínia (Fig. 14.7) com cinco lamelas pectinadas, mas a distal pode ser lisa. Palpo labial ausente ou presente (Fig. 14.8). Tórax com tergos e esternos bem desenvolvidos. Meso e metanoto com placas anteriores (prescuto) (Fig. 14.9). Apódemas torácicos em forma de Y servem de base de sustentação para as pernas e podem ter pequenas projeções nos braços anteriores (Fig. 14.10). Dois a quatro espiráculos em posição lateral. Pernas geralmente curtas. Tíbias com cerdas no ápice ventral, denominadas calcar, que podem variar em número e comprimento (Fig. 14.12). Tarso com fileira ventral de cerdas de número variável (Fig. 14.13). Garras podem ser simétricas (Fig. 14.13) ou assimétricas (Fig. 14.11), e entre elas o empódio que varia em comprimento. Abdômen com dez segmentos; tergos e esternos bem desenvolvidos. Quetotaxia dorsal e ventral importante na identificação das espécies; as macrocerdas recebem números (em sentido horário), de acordo com a localização no tergito (Fig. 14.14) — podendo estar ausentes. Esterno I com arranjo de cerdas variável entre as famílias; a região anterior recebe o nome de apótoma e parece estar separada do restante do esclerito (Fig. 14.15); na região posterior existem os órgãos subcoxais laterais com cerdas glandulares e sensoriais e o órgão subcoxal mediano com discos ou microcerdas (Fig. 14.16), importantes na taxonomia de Japygidae. Esternos

II-VII com pequenos estilos laterais, cuja forma varia dependendo da família (Figs. 14.17-18). O cerco (Fig. 14.19) articula-se com a porção lateral do tergito X e difere entre as famílias: em Japygidae (Fig. 14.21) e Parajapygidae (Fig. 14.20), é reduzido a um artículo basal em forma de pinça, pigmentado, simétrico ou assimétrico, com dentes e, às vezes, com ornamentações; Parajapygidae possui placas de evaporação (Fig. 14.20); em Projapygidae, é mais curto que a antena (Fig. 14.22), com duto de glândula de seda; em Campodeidae (Fig. 14.23) é longo, filiforme, com muitos artículos e assemelha-se à antena.

Tabela 14.1. Famílias e lista de espécies recentes de Diplura encontradas no Brasil.

Campodeidae
Campodea ameghinoi (Silvestri, 1931)
Campodea minera Silvestri, 1931
Cocytocampa brasiliensis (Wygodzinsky, 1944)
Lepidocampa juradii Silvestri, 1931
Oncinocampa trajanoae Condé, 1997
Projapygidae
Pentacladiscus magnegarzoni San Martin, 1963
Pentacladiscus schubarti San Martin, 1963
Projapyx brasiliensis Silvestri, 1938
Symphylurinus almedai Wygodzinsky, 1946
Symphylurinus antenofloridus San Martin, 1964
Symphylurinus antei Wygodzinsky, 1941
Symphylurinus discretus Silvestri, 1938
Symphylurinus gracilis Silvestri, 1909
Symphylurinus palermi San Martin, 1967
Symphylurinus paranus Silvestri, 1938
Symphylurinus travassosi Silvestri, 1938
Japygidae
Austrjapyx autuorii Silvestri, 1948
Austrjapyx autuorii paranensis Silvestri, 1948
Austrjapyx bitancourtii Silvestri, 1948
Austrjapyx chapecoi Smith & Gonzales, 1964
Austrjapyx neotropicalis (Silvestri, 1902)
Austrjapyx neotropicalis progressa (Silvestri, 1948)
Austrjapyx rochalimai Silvestri, 1948
Austrjapyx teutonius Smith & Gonzales, 1964
Austrjapyx travassosi Silvestri, 1948
Austrjapyx travassosi regressa Silvestri, 1948
Hapljapyx carinii Silvestri, 1948
Hapljapyx lopesi Silvestri, 1948
Hapljapyx lopesi robustor Silvestri, 1948
Hapljapyx meyeri Silvestri, 1948
Provalljapyx brasiliensis Smith, 1962
Provalljapyx lanei Silvestri, 1948
Parajapygidae
Parajapyx adisi Pagés, 2000
Parajapyx bahianus (Silvestri, 1948)
Parajapyx brasilianus Silvestri, 1948
Parajapyx brasilianus meridionalis Silvestri, 1948
Parajapyx brasilianus orientalis Silvestri, 1948

Smith & Gonzalez (1964) discutem a possível sinonímia entre *Hapljapyx* e *Austrjapyx*.

Ambos os sexos com gonóporos localizados em uma bolsa entre os esternos VIII e IX. Em Japygidae, o macho possui gonóporo transversal e duas papilas genitais laterais nas quais existem pequenas cerdas (Fig. 14.24); a fêmea possui gonóporo longitudinal (Fig. 14.25). Ânus terminal.

Imaturos. Os ovos são esféricos e são colocados em cachos, frequentemente presos por uma haste na vegetação ou em fendas no solo. Imaturos com desenvolvimento epimórfico, ou seja, com mesmo número de segmentos dos adultos (segmentação do corpo constante), com poucas mudanças até atingir a fase adulta, exceto pelo aumento no número de antenômeros, que possuem musculatura, e pelo desenvolvimento progressivo dos cercos em alguns grupos. A maturidade sexual é alcançada no estágio em que a quetotaxia está completa. As mudas ocorrem por toda a vida; aproximadamente 30 mudas foram observadas em *Campodea* Westwood.

Biologia. Os Campodeidae alimentam-se principalmente de vegetais e micélios. Os Japygidae são predominantemente predadores de pequenos artrópodes do solo; restos de vegetais e micélios de fungos foram encontrados no conteúdo estomacal. Os espermatóforos são presos ao substrato por uma haste curta. A fertilização é indireta e ocorre através de espermatóforos deixados pelos machos, posteriormente capturados pelas fêmeas através das valvas genitais. Após a fertilização dos óvulos, os ovos são depositados em cavidades no solo sobre uma haste produzida por secreção glandular. As fêmeas de alguns Japygidae permanecem junto aos ovos e dos jovens para protegê-los pelo menos durante os dois primeiros ínstares. Foi observado canibalismo em estágios mais velhos de *Heterojapyx* Verhoeff e indivíduos mais jovens podem devorar a própria mãe.

A fenologia, a abundância e a distribuição vertical de dipluros foram estudadas em florestas de terra firme da Amazônia Central, a 7 cm de profundidade do solo (Morais & Adis, 2009), e em floresta inundável por água mista, a 14 cm de profundidade. Os dipluros coletados na amostra a 7 cm (Japygidae, Projapygidae e Campodeidae) representaram 5,3% do total de invertebrados capturados e cerca de 60% foram coletados nos primeiros 3,5 cm de profundidade. Os dipluros coletados na amostra a 14 cm (somente Japygidae), representaram 5,5% dos invertebrados capturados.

Parajapyx adisi Pagés é uma espécie amazônica que habita florestas sujeitas à inundação anual por água preta. Sobrevive submersa durante 5-7 meses, em dormência (Adis *et al.* 1989; Adis & Pagés 2001). Nesse período, constrói um casulo de seda transparente que serve de abrigo. A fiação é impermeável, produzida por

duas glândulas secretoras e fiandeiras localizadas no segmento abdominal I. O casulo é preenchido com ar e fixado a raízes, folhas e material do solo para não ser levado pela correnteza da água. Ainda não está claro se o casulo de seda é produzido somente para passar o período submerso ou se é produzido, também, como abrigo para os processos de mudas ou para quando as fêmeas colocam ovos. A reprodução ocorre após o período inundável, logo após o solo da floresta estar seco. Cerca de quatro semanas depois, aparecem os primeiros imaturos, em setembro. A espécie tem um ciclo de vida univoltino (Adis & Pagés 2001). Análise do conteúdo estomacal indica que *P. adisi* alimenta-se de raízes no solo, apesar dos cercos em forma de pinça, que normalmente sugerem um hábito predador, como em Japygidae.

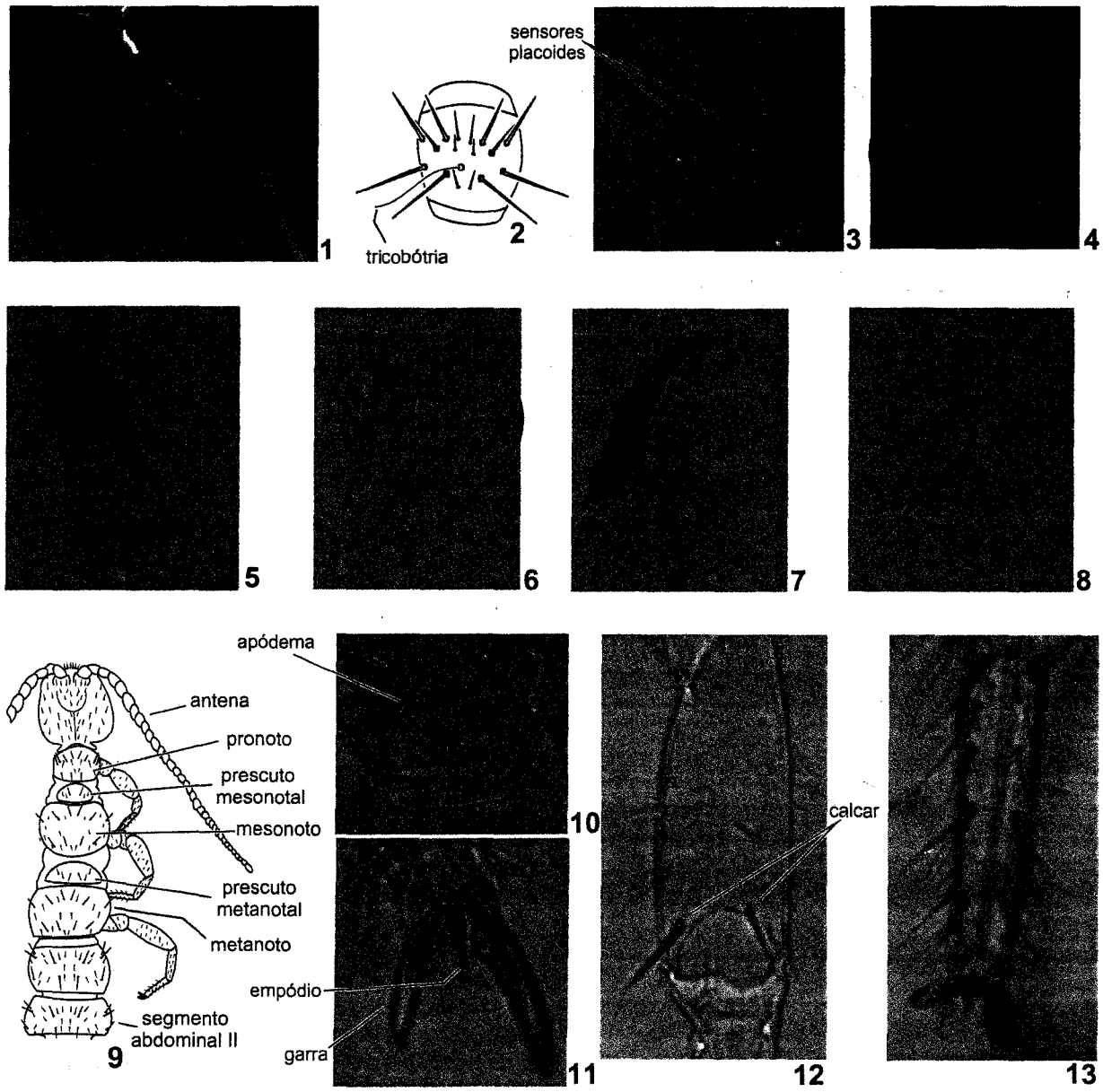
Classificação. A ordem atualmente compreende duas subordens: Rhabdura e Dicellurata. O número de famílias é variável entre os autores. A classificação adotada aqui (Ferguson 1990; Dathe 2003) a divide em sete famílias no mundo.

Subordem Rhabdura
Campodeoidea
Procampodeidae
1. Campodeidae (5)

Projapygoidea:
Anajapygidae
2. Projapygidae (11)

Subordem Dicellurata
Japygoidea
Dinjapygidae
3. Japygidae (16)
4. Parajapygidae (5)

Relações filogenéticas. Poucos são os estudos filogenéticos envolvendo Diplura e alguns autores questionam a monofi-



Figuras 14.1-13. Morfologia de Diplura, Japygidae. **1**, Cabeça, vd; **2**, antenômero mediano; **3**, último antenômero; **4**, antenômero mediano mostrando grupo lateral de cerdas; **5**, mandíbula; **6**, Palpo maxilar e gálea (círculo); **7**, lacínia; **8**, palpo labial; **9**, cabeça, tórax e base do abdômen; **10**, apódema torácico; **11**, garras; **12**, tíbia; **13**,tarso e garras. Foto 1 de David Martin; demais fotos de A.R. Figueiredo.

lia e o parentesco do grupo (Stys & Bilinski 1990; Bitsch & Bitsch 2004).

Importância. Há poucos registros de espécies que causam danos às raízes de plantas cultivadas. No Brasil, não há registros de ataques. Campodeidae alimenta-se principalmente de vegetais, atuando na decomposição do folhedo no solo.

Coleta e fixação. Os dipluros ocorrem em grupos de pequenas agregações na serapilheira, sob cascas, sob pedras, interior de troncos podres ou nos espaços porosos do solo. Algumas espécies foram encontradas em ninhos de formigas e cupins, mas a associação parece ser casual. A coleta pode ser manual, com o auxílio de pincéis umedecidos com água ou álcool, para facilitar a captura, ou com aspiradores. No entanto, esses métodos não são recomendados, porque os dipluros possuem cutícula muito fina e são facilmente danificados. São facilmente coletados colocando-se amostras de solo e serapilheira em aparelhos extratores como Berlese, Kempson e Berlese-Tullgren (ver capítulo sobre métodos de coleta). Os espécimes devem ser conservados em frascos com álcool 70%.

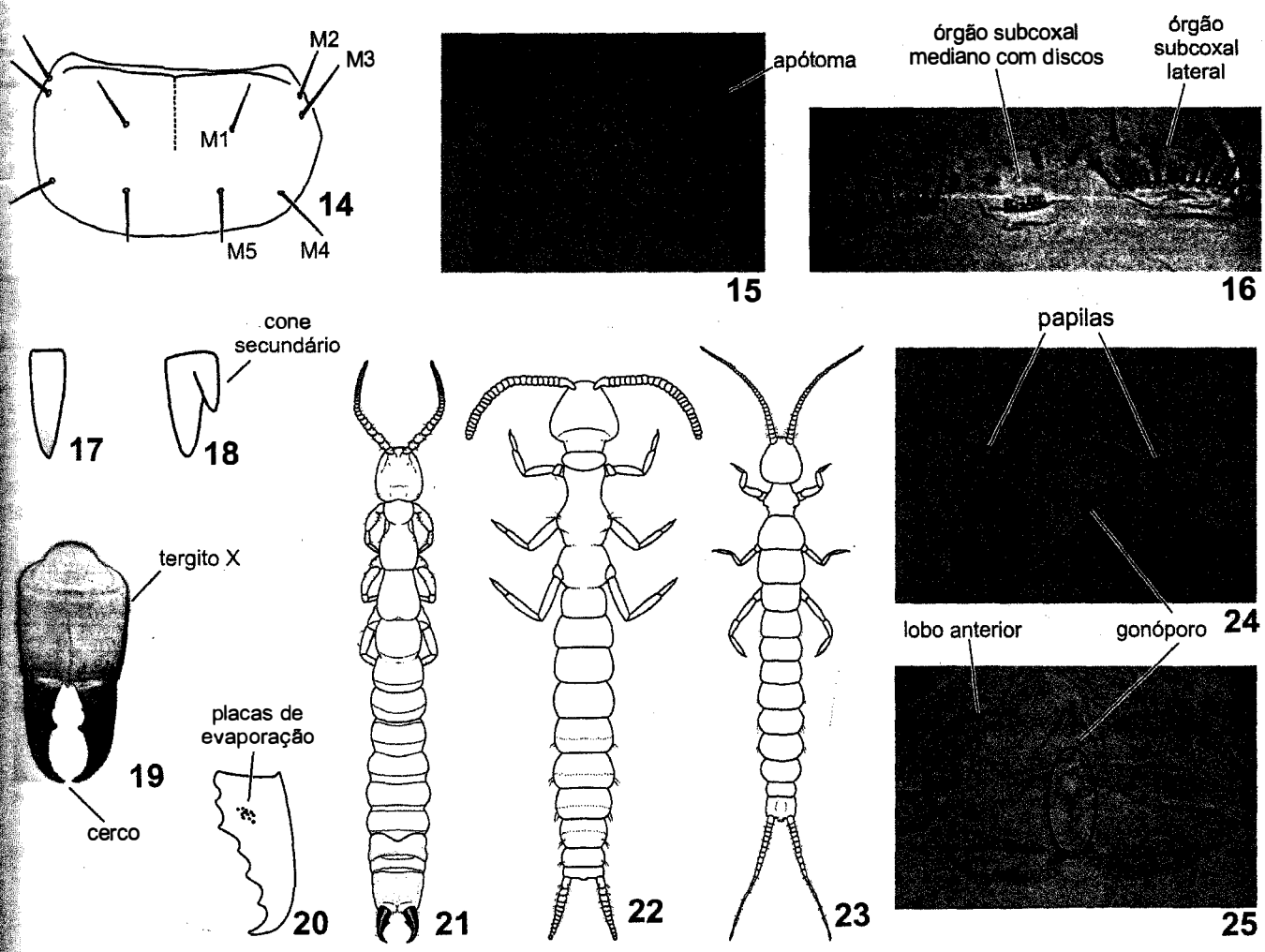
Chave para famílias (modificada de Ferguson 1990).

1. Cerco em forma de pinça (Figs. 14.19-21). Mandíbula sem lacínia móvel (prosteca). Antena com ou sem tricobótrias; se presente, estão sobre os antenômeros IV-VI ou IV-XV. Dois ou quatro pares de espiráculos torácicos. Espiráculos abdominais presentes. Estilos sem cerdas distintamente desenvolvidas. Valva anal pouco desenvolvida ou ausente... ..... Subordem **Dicellurata** ... **2**

— Cerco com muitos artículos, filiforme (Figs. 14.22-23). Mandíbula com lacínia móvel (prosteca). Antena com tricobótrias começando nos antenômeros III, IV ou V. Dois ou três pares de espiráculos torácicos. Espiráculo abdominal presente ou ausente. Estilos com várias cerdas distintamente desenvolvidas. Valva anal bem desenvolvida .... Subordem **Rhabdura** ... **3**

2(1). Palpo labial presente. Quatro pares de espiráculos torácicos. Estilos simples, com um cone principal mais escuro no ápice (Fig. 14.17). Placas de evaporação ausentes .. **3. Japygidae**

— Palpo labial ausente. Dois pares de espiráculos torácicos. Estilos com cone principal e cone secundário desenvolvido (Fig. 14.18). Placas de evaporação presentes (Fig. 14.20)..... .....**4. Parajapygidae**



Figuras 14.14-25. Morfologia e hábito de Diplura. **14**, tergo abdominal representando as macrocerdas (numeração em sentido horário); **15**, esterno I; **16**, esterno: órgão subcoxal lateral e órgão subcoxal mediano, **17**, estilo simples; **18**, estilo com cone principal e secundário desenvolvidos; **19**, tergito X e cercos; **20**, cerco; **21**, Japygidae; **22**, Projapygidae; **23**, Campodeidae; **24**, genitália masculina; **25**, genitália feminina. Fotos de A.R. Figueiredo.

3(1). Cerco filiforme, tão longo quanto a antena (Fig. 14.23), sem perfuração no ápice do último artículo. Antena com tricobótrias começando no antenômero III. Maxila sem palpo. Estilos presentes sobre os segmentos abdominais II-VII. Abdômen sem espiráculos. ..... **1. Campodeidae**

— Cerco curto, relativamente robusto, mais curto do que a antena (Fig. 14.22), perfurado no ápice do último artículo. Antena com tricobótrias começando nos segmentos IV ou V. Maxila com palpo. Estilos presentes nos segmentos abdominais I-VII. Abdômen com nove a dez pares de espiráculos .... **2. Projapygidae**

1. Campodeidae. É a mais comum. Os cercos são longos e sem dutos de glândulas de seda. Medem aproximadamente 6 mm de comprimento. Há espécies que ocorrem em cavernas (Trajano 2000). Na Amazônia, espécies não identificadas vivem principalmente nos primeiros 5 cm de profundidade no solo e 76% vivem na camada de 0 a 3,5 cm de profundidade.

2. Projapygidae. Possuem cercos curtos, relativamente robustos, com dutos de glândulas de seda e dois órgãos sensoriais apicais. Medem entre 2,5 - 4,5 mm de comprimento. Três gêneros foram registrados no Brasil (Tab. 14.1). Na floresta primária de terra firme da Amazônia, espécies não identificadas vivem preferencialmente nos primeiros 3,5 cm de profundidade.

3. Japygidae. Cerco em forma de pinça. Geralmente são pequenos, mas as espécies tropicais são maiores. Uma espécie de *Heterojapyx* Verhoeff da Austrália atinge 50 mm de comprimento. Cosmopolita, com cerca de 400 espécies conhecidas. No Brasil, há registro de uma espécie fóssil, *Ferrojapyx vivax* Wilson & Martill, além de 16 espécies recentes (Tab. 14.1). Uma lista com todas as espécies descritas de Japygoidea da América do Sul foi publicada por Reddell (1985). Os japigídeos amazônicos que vivem em floresta inundada por água mista surgem no solo no início do período da vazante (agosto) e a sua densidade aumenta seis semanas depois (setembro). Com a subida do nível da água, a densidade populacional decresce e a menor densidade ocorre duas semanas antes da inundação (maio).

4. Parajapygidae. Cosmopolita, pequenos, com cercos em forma de pinça e com placas de evaporação, que são pequenas estruturas arredondadas na base dos cercos (Fig. 14.20). *Parajapyx isabellae*, do Havaí, é o menor dipluro, com aproximadamente 1 mm de comprimento. O tamanho do grão e a composição mineral do solo parecem afetar a distribuição vertical das espécies. No Brasil, *Parajapyx adisi* foi registrada para solos de floresta inundada por água preta, sendo a espécie mais abundante com 83% do total de parajapigídeos capturados. Chega a atingir 4 mm de comprimento. É considerada terrícola e euedáfica visto que 70% foram capturados durante a fase não inundada, abaixo de 7 cm de profundidade (Adis *et al.* 1989).

Agradecimentos. À Deyse Cristina Queiroz Silva, pela confecção dos desenhos, e Márcio Cutrim Moreira de Castro, pelo trabalho de computação gráfica das figuras. Ao Dr. José Albertino Rafael, pelas sugestões e críticas e D.C. Martin, pela autorização de uso da foto que ilustra a página de rosto deste capítulo.

Referências bibliográficas

Adis, J. & J. Pagés 2001. Survival strategy of the terricolous Dipluran *Parajapyx adisi* (Parajapygidae) in the inundation forest of Central Amazonia. **Ecotropica 7**(1): 13-20.

Adis, J.; B. Messner & I. Groth 1989. Zur Überflutungsresistenz und zum Spinnvermögen von Japygiden (Diplura). Zoologische Jahrbücher. **Abteilung für Anatomie und Ontogenie der Tiere 119**(3/4): 371-382.

Bitsch, C. & J. Bitsch 2004. Phylogenetic relationships of basal hexapods among mandibulate arthropods: a cladistic analysis based on comparative morphological characters. **Zoologica Scripta 33**: 511-550.

Dathe, H.H. 2003. **Lehrbuch der speziellen Zoologie. I.Wirbellose Tiere** 5. **Insecta**. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg. 961 p.

Ferguson, L.M. 1990 Insecta: Diplura. *In*: D.L. Dindal (ed.). **Soil biology guide**. John Wiley & Sons, New York. 1349 p.

Maddison, D.R. 1995. **Diplura**. Version 01 January 1995 (temporary). <http://tolweb.org/diplura/8205>. Acesso: 07/jul/2006.

Morais, J. & J. Adis 2009. Arthropoda do solo: distribuição vertical e abundância, p. 263-286. *In*: C.R.V. da Fonseca; C. Magalhães; J.A. Rafael & E. Franklin (orgs.). **A fauna de artrópodes da Reserva Florestal Ducke. Estado atual do conhecimento taxonômico e biológico.** Manaus, Editora INPA, 307 p.

Pagés, J. 2000. *Parajapyx (P.) adisi* n.sp., lê premier Diplura Parajapygidae dês forêts inondables de l'Amazonie centrale. **Amazoniana 16**(1/2): 213-222.

Reddell, J. R. 1985 A Checklist and bibliography of the Japygoidea (Insecta: Diplura) of South America. **Texas Memorial Museum**, Pearce-Sellards Series 37: 41p.

Sendra, A. 2008. Family Iapygidae. Iapygidae species listing <http://insects.tamu.edu/research/collection/hallan/Arthropoda/Insects/Diplura/Family/Iapygidae.txt>. Acesso: 09/dez/2008.

Smith, L. & H. Gonzalez 1964. Japygidae of South America, 4: The genus *Austrjapyx* and descriptions of new species. **Annals of the Entomological Society of America 57**: 159-164.

Stys, P. & S. Bilinski 1990. Ovariole types and the phylogeny of hexapods. **Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society 65**: 401-429.

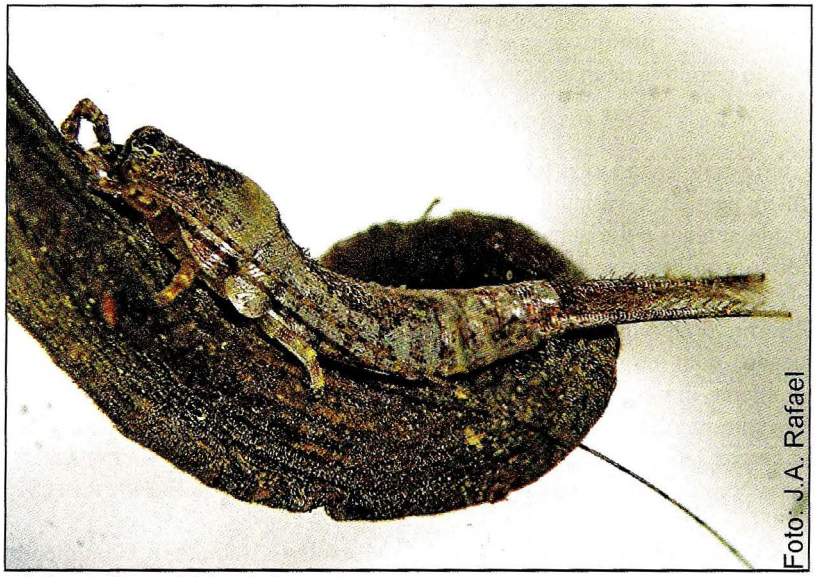
Trajano, E. 2000. Cave faunas in the Atlantic forest: competition, ecology and conservation. **Biotropica 32**(4b): 882-893.

Wilson, H.M. & D. Martill 2001. A new japygid dipluran from the Lower Cretaceous of Brazil. **Paleontology 44**(5): 1025-1031.

Capítulo 15

ARCHAEOGNATHA

Rosaly Ale-Rocha
Joachim Ulrich Adis†



Meinertellidae: *Meinertellus adisi*

Meinertellidae: *Neomachilellus* sp.

ARCHAEOGNATHA Börner, 1904

Rosaly Ale-Rocha
Joachim Ulrich Adis† *(in memoriam)*

Archaeognatha. Do grego *archaeos* = primitivo; *gnathos* = mandíbula. Refere-se à condição primitiva da mandíbula, com um único côndilo.

Diagnose. Insetos ápteros, terrestres, saltadores, hipognatos, ametábolos (sem metamorfose), pequenos, variando de 6 a 20 mm de comprimento, excluindo antenas e filamentos caudais. Corpo fusiforme, subcilíndrico com escamas pigmentadas. Olho composto desenvolvido e contíguo; três ocelos presentes. Antena longa, filiforme. Palpo maxilar longo, com sete artículos. Tórax arqueado, com tergos recobrindo as pleuras; tarsos trímeros (raramente dímeros). Abdômen com segmentos II-IX com estilos ventrais. Ápice do abdômen com três filamentos, sendo dois cercos laterais e um mediano, o paracerco, mais longo. Fêmeas com ovipositor desenvolvido.

Introdução. Os arqueognatos são insetos bastante próximos à base da evolução de Hexapoda. São conhecidos como traças-saltadoras. Os nomes Archaeognatha e Zygentoma foram propostos como subordens de Thysanura. No mesmo ano, foi usado o nome Microcoryphia para Archaeognatha *sensu* Börner por Verhoeff (1904), que deu a esse táxon o status de Ordem. O mesmo foi classificado como subordem de Thysanura por Remington (1954) e como ordem por Ross (1965). Desde então, ambos os nomes, Microcoryphia e Archaeognatha, têm sido empregados para se referir a esse grupo. Para Sturm & Machida (2001), o nome Archaeognatha deve ser aceito, mesmo que a regra de prioridade não se aplique às categorias acima do grupo-de-família, além de ser o nome mais utilizado.

Os mais antigos representantes conhecidos dos arqueognatos, *Dasyleptus* Brongniart e *Lepidodasypus* Durden, datam do Permiano, há 250 milhões de anos. As duas famílias atuais que compõem a ordem, Machilidae e Meinertellidae, têm seus primeiros registros no Mesozoico (220 milhões de anos) (Mendes 2002).

Poucos fósseis foram encontrados no Novo Mundo, em especial da América do Sul. Uma fêmea de *Neomachilellus* Wygodzinsky (Meinertellidae) datando do Oligoceno, há 30 milhões de anos, foi encontrada em Chiapas, México (Wygodzinsky 1971). Um exemplar de *Neomachilellus* Wygodzinsky (Meinertellidae) do Mioceno (20-25 milhões de anos) foi encontrado na República Dominicana (Sturm & Poinar 1997); um macho de *Meinertellus* Silvestri (Meinertellidae) da Colômbia, datando de menos de mil anos, representa o fóssil mais recente conhecido do grupo (Mendes 1997).

O grupo é cosmopolita, com 493 espécies conhecidas no mundo e 25 registradas para o Brasil (Mendes 1996; Sturm 1984) (Tab. 15.1). Estão classificados em duas famílias: Machilidae, a mais diversificada, com 46 gêneros e 335 espécies, e Meinertellidae, com 18 gêneros e 158 espécies (Mendes 2002). Estima-se que o número de espécies deve duplicar no mundo e atingir aproximadamente 150 no Brasil. Diversas páginas na internet tratam da ordem, dentre elas as de Maddison (2002) e Meyer (2005).

Morfologia (adultos). Geralmente de coloração cinza, com menos de 20 mm de comprimento (excluindo antenas e filamentos caudais). Corpo alongado, subcilíndrico, coberto com escamas minúsculas pigmentadas. Cabeça hipognata (Fig. 15.1). Olhos compostos grandes e contíguos. Três ocelos presentes. Antena filiforme, com vários artículos curtos. Mandíbula com um único côndilo, primitiva. Palpo maxilar com sete artículos. Palpo labial curto, com três artículos. Tórax geralmente arqueado (Fig. 15.1), com tergo inteiro e lobos laterais desenvolvidos, cobrindo a pleura. Esternos torácicos pequenos. Espiráculos meso e metatorácicos presentes. Asa ausente. Pernas com coxas grandes e tarsos trímeros (raramente dímeros), o pretarso com duas garras. Coxas média e posterior frequentemente com estilos (sem musculatura). Abdômen com dez segmentos; segmentos II-IX com estilos ventrais movidos por musculatura; ápice estreitado com três filamentos caudais (Fig. 15.1), sendo um par de cercos e um filamento mediano, denominado paracerco, mais longo que os cercos, representando uma extensão do segmento XI. Tergo abdominal grande, estendendo-se lateralmente. Esterno compreendido por um esternito basal e um par de coxopoditos (placas coxais) póstero-laterais; coxopoditos I-IX geralmente com um ou dois pares de vesículas eversíveis internas aos estilos, frequentemente inconspícuas. Esterno muito reduzido

Tabela 15.1. Lista de espécies de Archaeognatha Meinertellidae registrados no Brasil.

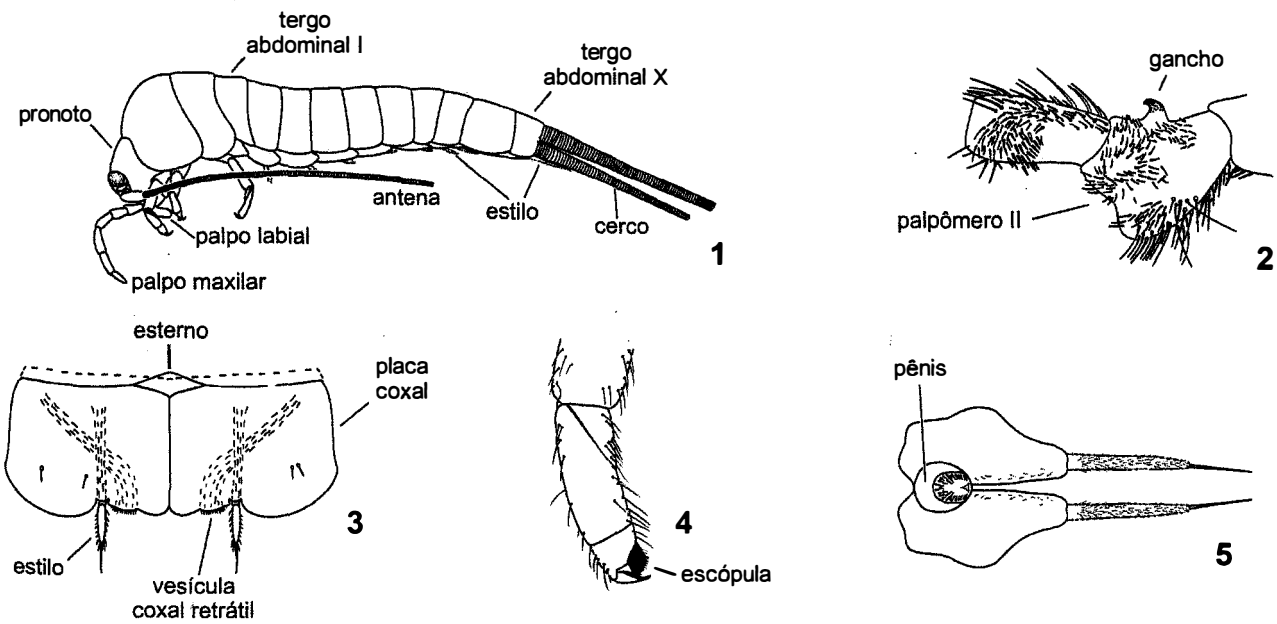
Meinertellus adisi Sturm, 1983
Neomachilellus adamantis Wygodzinsky, 1959
N. adisi Wygodzinsky, 1978
N. albuquerquei (Wygodzinsky, 1950)
N. antonioliveiri Sturm, 1983
N. arlei (Wygodzinsky, 1944)
N. carvalhoi (Silvestri, 1940)
N. handschini (Wygodzinsky, 1950)
N. hoffmanni Wygodzinsky, 1950
N. irmgardae (Wygodzinsky, 1950)
N. itacolomi (Wygodzinsky, 1944)
N. itaparica (Wygodzinsky, 1944)
N. jeriri (Wygodzinsky, 1950)
N. oliveirai (Wygodzinsky, 1950)
N. paranaensis (Wygodzinsky, 1944)
N. rochalimai (Silvestri, 1940)
N. rondonia Wygodzinsky, 1944
N. santosi (Wygodzinsky, 1950)
N. sergipe Wygodzinsky, 1944
N. schubarti (Wygodzinsky, 1944)
N. schubartiana Wygodzinsky, 1944
N. sobrali (Wygodzinsky, 1950)
N. tocantinensis Wygodzinsky, 1944
N. wengeri (Wygodzinsky, 1950)
N. zikanii Wygodzinsky, 1944

em Meinertellidae. Genitália: fêmeas com ovipositor bem desenvolvido (um par de gonapófises multiarticuladas nos segmentos abdominais VIII + IX); machos com pênis de comprimento variável, parâmeros pareados nos segmentos VIII + IX ou no IX ou ausentes.

Imaturos. Ovos globulares com córion alaranjado logo após a postura, tornando-se mais rígido e escurecido com o passar do tempo. O desenvolvimento dura de 60 a 380 dias (Sturm & Machida 2001). Os jovens são semelhantes aos adultos. Primeiro ínstar com série completa de estilos abdominais e vesículas presentes em todos os segmentos abdominais. Escamas presentes a partir do terceiro ínstar. A ninfa faz até nove mudas, levando de três meses a três anos para alcançar a maturidade. As mudas continuam na fase adulta.

Biologia. Alimentam-se de algas, líquens e matéria orgânica em decomposição. Preferem ambientes úmidos e são encontrados sob a casca de árvores, no solo, folhiço ou em fendas nas pedras. Algumas espécies tornam-se sexualmente maduras no primeiro ano de vida, vivendo até três anos (Sturm & Bach-de-Roca 1993).

Os sexos são separados, mas não ocorre cópula. O comportamento de acasalamento engloba três tipos: (a) transmissão indireta de esperma através de espermatóforos depositados em um fio secretado pelo macho e coletados pelas fêmeas com o longo ovipositor (Machilidae); (b) transmissão indireta de esperma pela deposição de espermatóforos no solo e recolhidos pelas fêmeas (Meinertellidae); (c) transferência quase direta de esperma em que o macho deposita os espermatóforos dentro do ovipositor da fêmea, como em *Petrobius* Leach (Machilidae) (Sturm 2000; Goldbach 2000). As fêmeas depositam cerca de 15 ovos em fendas ou em buracos perfurados com o longo ovipositor.



Figuras 15.1-5. Morfologia de Meinertellidae. **1**, hábito, vl; **2**, palpo maxilar de *Machilinus* sp., macho, vl; **3-5**, *Meinertellus* sp.; **3**, esterno abdominal V, vv; **4**, tarso anterior, vl; **5**, genitália masculina. Fonte: figuras 2-5 de Sturm & Bach-de-Roca (1993).

A captação de água é feita através das vesículas coxais (Sturm & Machida 2001). Quando perturbados, saltam a uma altura e distância acima de 20 cm através da flexão abdominal, possibilitando a fuga. São mais ativos à noite, embora já tenha sido observada atividade à luz do dia.

Classificação. As classificações mais recentes são de Sturm (1984), Kaplin (1985) e Sturm & Bach-de-Roca (1993). Segue abaixo os táxons recentes reconhecidos por Sturm & Machida (2001). Entre parênteses número de espécies registradas para o Brasil.

Machiloidea

Machilidae

1. Meinertellidae (25)

Relações Filogenéticas. Poucas propostas foram feitas sobre as relações internas de Archaeognatha. A hipótese de Sturm & Bach-de-Roca (1993) considera *Mesomachilis* Silvestri, *Charimachilis* Wygodzinsky e *Ditrigoniophthalmus* Kaplin como *incertae sedis* dentro de Machiloidea, com evolução independente do ancestral de Machilidae e Meinertellidae, com a seguinte topologia (*Mesomachilis*, *Charimachilis*, *Ditrigoniophthalmus* (Machilidae, Meinertellidae)). Sturm & Machida (2001) apresentaram topologias de afinidades para Machilidae utilizando grupos de gêneros e para Meinertellidae, gêneros, com base nos trabalhos de Sturm & Bach-de-Roca (1993) e Mendes (1998).

Meinertellidae é monofilético, com um conjunto importante de caracteres derivados (Sturm & Bach-de-Roca 1993). Provavelmente se originou no Hemisfério Norte e sua expansão ocorreu antes da quebra da Gondwana, como indicado pela distribuição de *Machiloides* e *Machilinus* (Wygodzinsky 1967; Sturm 1984), o que indica que a separação entre Meinertellidae e Machilidae deve ter ocorrido no início do Mesozoico (Sturm & Bach-de-Roca 1993).

Importância. Fazem parte da comunidade de decompositores que consomem matéria vegetal morta e reciclam nutrientes orgânicos.

Coleta e fixação. Para a coleta, são úteis pequenos tubos de vidro com rolha de cortiça. Aproxima-se a abertura do tubo dos espécimes sobre troncos ou pedras. Podem ser induzidos a pular para dentro do tubo se estimulados por sopro, batidas suaves no substrato ou tocados gentilmente com pincel fino. Não devem ser tocados com a mão ou objetos sólidos para evitar danos à cutícula fina, à cobertura de escamas e, também, para evitar a fuga por saltos. Aspiradores não são adequados pelos mesmos motivos. Peneira com malha de 8-10 mm e lençol branco (cerca de 80 x 80 cm) podem ser usados para coleta de espécies no folhiço. Algumas espécies caem em armadilhas de fosso (pitfall). Especialmente nas regiões tropicais, muitas espécies são coletadas com batidas nos ramos das árvores e os insetos coletados em bandejas ou guarda-chuva entomológico. Espécies que vivem nas copas das florestas tropicais úmidas podem ser coletadas pelo método de termonebulização (em inglês, *fogging*) ou utilizando-se fotoecletor fixado nos troncos das árvores.

A fixação deve ser feita em etanol 80%, sendo que melhores resultados são obtidos com adição de formaldeído (nove partes de etanol 80% + uma parte de formaldeído 9%), evitando o inchaço dos espécimes. Para estudos de taxonomia e para a identificação ao nível específico, as seguintes estruturas necessitam ser isoladas: antenas, maxila, lábio, cabeça com as mandíbulas, pernas, esternos abdominais I-IX e apêndices caudais. As peças devem ser tratadas com ácido lático e, em seguida, submetidas a uma série alcoólica, xilol e, finalmente, montadas em lâminas permanentes com resina.

1. Meinertellidae. É a única família de arqueognatos na América do Sul. Caracteriza-se pelo palpo maxilar do macho com protuberância dorsal em forma de gancho no segundo artículo (Fig. 15.2). Esternos abdominais II-VII pequenos (Fig. 15.3). Pênis curto, no máximo metade do comprimento do coxopodito IX (Fig. 15.5). Parâmeros ausentes. Escamas ausentes nas antenas, palpos e estilos. Em Machilidae, o palpo maxilar do macho não tem protuberância, os esternos abdominais II-VII são grandes e triangulares, o pênis é longo, os parâmeros estão presentes e as escamas presentes nas antenas, palpos e estilos.

Os meinertelídeos concentram-se nos trópicos e no Hemisfério Sul. Na América do Sul, ocorrem seis gêneros: *Patagoniochiloides* Mendes (somente na Argentina), *Kuschelochilis* Wygodzinsky (somente no Chile), *Machilinus* Silvestri, *Machiloides* Silvestri, *Meinertellus* Silvestri e *Neomachilellus* Wygodzinsky (Sturm & Machida 2001). *Machilinus* e *Machiloides*, de ampla distribuição mundial, ocorrem no sul da América do Sul (Argentina e Chile), cada um com poucas espécies endêmicas. *Meinertellus* e *Neomachilellus* têm maior diversidade na zona tropical da América do Sul, Central e Caribe. No Brasil, são conhecidos *Neomachilellus*, com 24 espécies (Mendes 1996), e *Meinertellus*, com uma (Tab. 15.1), sendo o último registrado somente na Amazônia (Sturm 1984). *Meinertellus* distingue-se de *Neomachilellus* pela presença de uma escópula pré-apical ventral no último tarsômero (Fig. 15.4). São encontrados no folhiço e em árvores, bem como em áreas sujeitas a inundações periódicas das margens dos grandes rios da bacia Amazônica (Adis & Sturm 1987; Sturm & Machida 2001).

No Brasil, o ciclo de vida e a ecologia de quatro espécies noturnas de Meinertellidae foram estudados e suas adaptações da floresta de terra firme à floresta de inundação na Amazônia Central discutidas. Em florestas primárias e secundárias de terra firme, *Neomachilellus scandens* Wygodzinsky, *N. amazonicus* Sturm e *Meinertellus adisi* Sturm são arborícolas, sem um período definido de reprodução. As formas jovens são coletadas ao longo de todo ano. Em florestas de inundação no vale do Rio Negro, que permanecem alagadas por 5-6 meses, *N. scandens*, *N. adisi* e *M. adisi* têm uma geração por ano. A inundação anual é considerada a razão principal para a aquisição de um desenvolvimento sazonal. Em *N. scandens*, os ovos ficam submersos no chão da floresta, os jovens nascem no início do período não inundado e atingem a maturidade em três meses. Adultos habitam no folhiço, onde as fêmeas depositam seus ovos, sujeitos à próxima inundação. Ambos os sexos migram

em seguida para os troncos ou copas e morrem. *Meinertellus adisi* é restrito às florestas inundáveis e vive nos troncos, onde os ovos podem passar por uma inundação facultativa (Adis & Sturm 1987).

Na América do Sul, os meinertelídeos recentes foram estudados principalmente por Wygodzinsky (1944, 1951, 1967), que tratou da taxonomia das faunas do México, Brasil, Argentina e Chile, Mendes (1996, 1998), que estudou a fauna do Peru, Venezuela, Argentina e Chile, Wolf & Adis (1992), com estudos de genética e Adis & Sturm (1987) e Sturm (2000), com estudos de história natural.

Agradecimentos. Ao Dr. Luís Mendes, pelo envio de separatas de seus trabalhos sobre Archaeognatha.

Adis, J. & H. Sturm 1987. On the natural history and ecology of Meinertellidae (Archaeognatha, Insecta) from dryland and inundation forests of Central Amazonia. **Amazoniana 10**(2): 197-218.

Goldbach, B. 2000. The evolutionary changes in the reproductive biology of the Archaeognatha (Insecta). **Zoologischer Anzeiger 239**: 215-229.

Kaplin, V.G. 1985. On the classification and phylogeny of the Machilidae (Thysanura, Microcoryphia). **Entomological Review 64**(3): 117-131.

Maddison, D.R. 2002. Archaeognatha. Bristlestails. <http://tolweb.org/archaeognatha/ 8207>. Acesso: 07/jul/2006.

Mendes, L.F. 1996. Novos dados e descrições de tisanuros (Microcoryphia e Zygentoma: Insecta) da América do Sul. **Garcia de Orta, Série Zoologia 21**(1): 19-144.

Mendes, L.F. 1997. On a new fossil Microcoryphia (Insecta: Apterygota) from South-American copal. **Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia 18**(168): 245-252.

Mendes, L.F. 1998. On the quoted uniformity of *Machiloides* (Microcoryphia: Meinertellidae) with description of two new genera, a new subgenus and new species. **Garcia de Orta,** Série Zoologia **22**(1/2): 45-53.

Mendes, L.F. 2002. Taxonomy of Zygentoma and Microcoryphia: historical overview, present status and goals for the new millenium. **Pedobiologia 46**: 225-233.

Meyer, J.R. 2005. Archaeognatha. <http://www.cals.ncsu.edu/course/ent425/ compendium/archeo.html>. Acesso: 07/jul/2006.

Remington, C.L. 1954. The suprageneric classification of the order Thysanura (Insecta). **Annals of the Entomological Society of America 47**(2): 277-286.

Ross, H.H. 1965. **A textbook of entomology.** J. Wiley Publ. New York, London. 519 p.

Sturm, H. 1984. Zur Systematik, Biogeographie und Evolution der südamerikanischen Meinertellidae (Machiloidea, Archaeognatha, Insecta). **Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung 22**(1): 27-44.

Sturm, H. 2000. El comportamiento de algunos artrópodos colombianos y europeos y su significado evolutivo. **Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales 25**(96): 429-433.

Sturm, H. & C. Bach-de-Roca 1993. On the systematics of the Archaeognatha (Insecta). **Entomologia Generalis 18**(1/2): 55-90.

Sturm, H. & G.O. Poinar 1997. A new *Neomachilellus* species from Miocene amber of the Dominican Republic and its phylogenetic relationships (Archaeognatha: Meinertellidae). **Entomologia Generalis 22**(2): 157-170.

Sturm, H. & R. Machida 2001. Archaeognatha, part 37. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbook of Zoology, vol IV, Arthropoda: Insecta**. New York, Walter de Gruyter. GmbH & Co.KG, 213 p.

Verhoeff, K.W. 1904. Über vergleichende Morphologie des Kopfes niederer Insekten, mit besonderer Berücksichtigung der Dermapteren und Thysanuren. **Nova Acta 84**: 3-120.

Wolf, H.G. & J. Adis 1992. Genetic differentiation between populations of *Neomachilellus scandens* inhabiting neighbouring forests in Central Amazonia (Insecta, Archaeognatha). **Verhandlungen des naturwissenschaftlichen Vereins Hamburg (NF) 33**: 5-13.

Wygodzinsky, P.W. 1944. Contribuição ao conhecimento da família Machilidae (Thysanura) do México, do Brasil e da Argentina. **Revista de Entomologia 15**: 54-96.

Wygodzinsky, P.W. 1951. Thysanura from Juan Fernandez Island (Apterygota). **Revista Chilena de Entomologia 1**: 199-204.

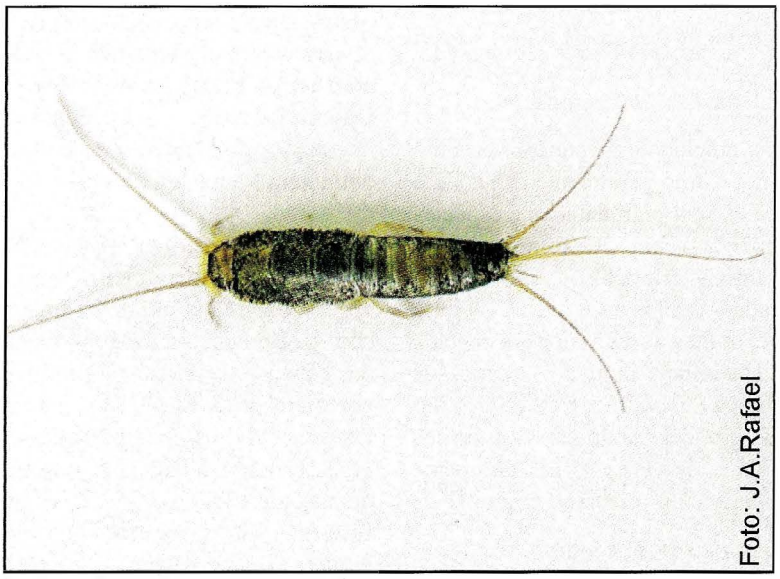
Wygodzinsky, P.W. 1967. On the geographical distribution of the South American Microcoryphia and Thysanura (Insecta). **Biologie de l'Amérique Australe 3**: 505-524.

Wygodzinsky, P.W. 1971. A note on a fossil Machilidae (Microcoryphia) from the amber of Chiapas. **University of California Publications in Entomology 63**: 101-102.

Capítulo 16

ZYGENTOMA

Augusto L. Henriques
Luis F. Mendes



Lepismatidae: *Lepisma saccharina*

Nicoletiidae: Nicoletiinae

Nicoletiidae: Atelurinae

ZYGENTOMA Börner, 1904

Augusto L. Henriques
Luis F. Mendes

Zygentoma: do grego *zygos* = união; *entomos* = segmentado. Refere-se ao corpo segmentado.

Diagnose. Insetos ectognatos, ametábolos, ápteros, variando de 2 a 15 mm de comprimento. Corpo geralmente achatado e coberto de escamas. Há espécies sem pigmentação e espécies com escamas marrons ou cinzentas, com reflexo prateado ou mesclado. Olho ausente nas formas crípticas ou com número reduzido de facetas aglomeradas. Ocelos ausentes na maioria das espécies. Antena filiforme, muitas vezes maior que metade do comprimento do corpo. Mandíbula com dois pontos de articulação com a cápsula cefálica (dicondílica). Palpo maxilar com cinco palpômeros. Coxas grandes. Abdômen com estilos ventrais nos segmentos VII-IX e, às vezes, II-IX, raramente ausentes. Três filamentos caudais, um mediano e um par de cercos lateral.

Introdução. A Ordem Zygentoma foi incluída por muito tempo dentro da antiga Ordem Thysanura, a qual englobava os insetos hoje considerados nas Ordens Archaeognatha (antes superfamília Machiloidea) e Zygentoma (antes superfamília Lepismatoidea). Os dois grupos são muito parecidos entre si, mas Zygentoma não tem capacidade de saltar e é mais relacionada com os insetos alados e forma o grupo monofilético Dicondylia. O nome Thysanura, embora às vezes ainda usado, deveria ser evitado.

Apenas alguns lepismatídeos são conhecidos popularmente como traças ou traça-dos-livros. São cosmopolitas, principalmente pantropicais, comuns em depósitos de livros e revistas. Tem cerca de 470 espécies descritas no mundo, 29 para o Brasil (Tab. 16.1). Esses números possivelmente elevarão para aproximadamente 1.500 espécies no mundo e cerca de 250 no Brasil. Maior diversificação ocorre no hemisfério austral, embora numerosas espécies de Lepismatidae sejam conhecidas das zonas secas ou desérticas da África e da Ásia paleártica (Mendes 2002b).

Com diversificação confirmada no Mesozoico, Lepismatidae já estava bem estabelecida (Sturm 1998) no Cretáceo Inferior como demonstram fósseis da formação Santana do nordeste do Brasil. Conhecem-se também fósseis em âmbar do Oligoceno báltico e da República Dominicana (Mendes 1998).

Aprofundamento no conhecimento do grupo pode ser obtido em Maddison (2002).

Morfologia (adultos) (Figs. 16.1-5). Corpo muitas vezes esbranquiçado, geralmente achatado dorso-ventralmente, às vezes coberto de escamas, em regra brilhantes. Prognatos, com peças bucais mastigadoras bem desenvolvidas, fora da cápsula cefálica. Mandíbula dicondílica, articulação por meio de dois côndilos: um na mandíbula e o outro na cápsula cefálica. Palpo maxilar com cinco artículos (Fig. 16.2) e palpo labial com quatro. Olho composto reduzido ou ausente. Ocelos ausentes na maioria das espécies. Antena filiforme. Tórax com três segmentos distintos, às vezes com lóbulos laterais. Pleura aparente. Pernas ambulatoriais (Fig. 16.3); coxas largas, tarsos com 2-5 artículos, geralmente três. Abdômen um tanto cônico em direção ao ápice, raramente muito mais estreito que o tórax. Estilos abdominais presentes em número variável, às vezes nos segmentos II ao IX, às vezes nos VIII e IX (raramente ausentes). Os estilos podem estar acompanhados por um par de vesículas eversíveis ou por pseudovesículas sempre eversas. Espiráculos nos segmentos I–VIII. Segmento XI reduzido, de onde partem os cercos, filiformes e multiarticulados; o filamento caudal mediano, apêndice dorsal ou paracerco, semelhantes ao cerco (Figs. 16.1-2, 4-5), é um prolongamento do tergito X e tem aproximadamente o comprimento de cerco ou pouco mais longo. Ovipositor em regra alongado, parecendo um segundo par de cercos mais curto. A genitália externa ocorre nas fêmeas nos segmentos VIII e IX (gonapófises), e nos machos no segmento IX (pênis e, com frequência, parâmeros).

Imaturos. Ovos geralmente marrom-claros. Ninfas semelhantes aos adultos. Cabeça do primeiro ínstar com uma projeção para o rompimento do córion dos ovos e resquícios de segmentação. Estilos abdominais e vesículas podem estar presentes. Em espécies com escamas, elas aparecem no segundo ínstar.

Estruturas genitais externas surgem em ínstares subsequentes. O número de mudas é alto, podendo chegar a treze. A maturidade sexual é alcançada entre os ínstares 10 e 14 em Lepismatidae (Delany 1957).

Biologia. Geralmente são noturnos, alguns muito ágeis. A maioria das espécies é críptica. São encontrados em cavernas, solo, serapilheira, sob casca de árvore, sob rochas e em de ninhos de cupins e de formigas, como inquilinos. Alimentam-se basicamente de matéria orgânica em decomposição e de fungos. Algumas espécies de Lepismatidae estão associadas a ninhos de vertebrados e outras, a silos e habitações humanas.

A fecundação é indireta. O macho deposita o espermatóforo no substrato, com o qual a fêmea entra em contato para ocorrer a transferência do esperma. Na maioria dos casos, a reprodução é sexuada; partenogênese ocorre em alguns Nicoletiidae.

Classificação. A classificação adotada aqui é a de Mendes (2002a), que aprofundou nas relações entre Nicoletiidae e Ateluridae, designando a segunda como subfamília da primeira. Abaixo, são listadas todas as famílias reconhecidas em Zygentoma. Entre parênteses, está o número de espécies conhecidas para o Brasil.

Lepidotrichidae†
1. Lepismatidae (8)
Maindroniidae
2. Nicoletiidae (21)
Protrinemuridae

Relações filogenéticas. As relações de parentesco em Zygentoma foram apresentadas por Irish (1990) e Mendes (2002a), que propuseram que Lepismatidae tivesse uma posição relativamente mais distal em relação à origem de Zygentoma que Nicoletiidae.

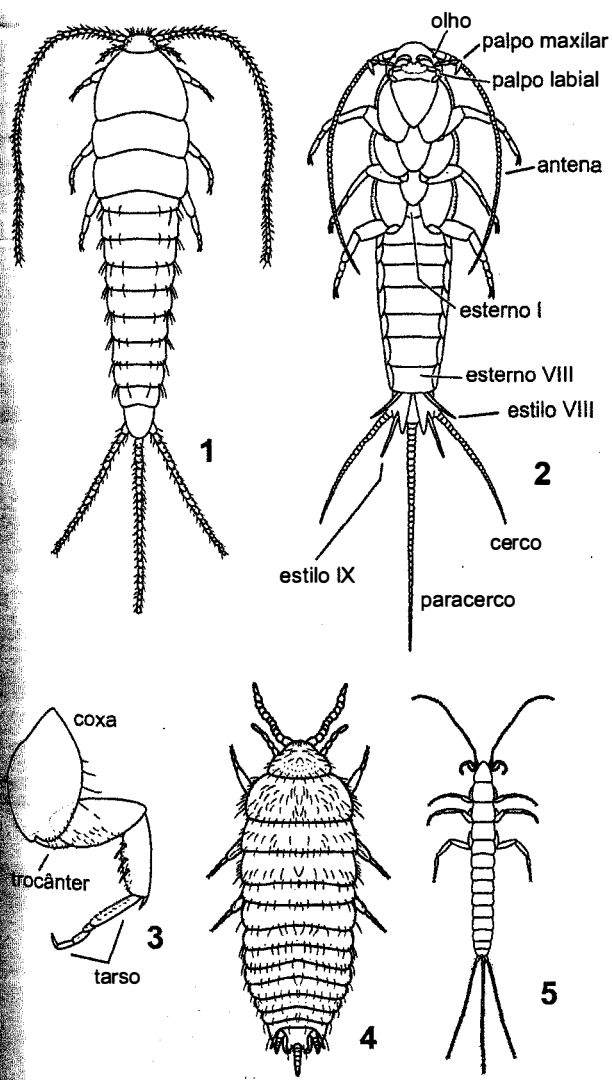
Importância. Espécimes de Lepismatidae são encontrados em depósitos de livros e papéis velhos, em estantes ou depósitos de caixas de papelão. Alimentam-se de substâncias amiláceas e celulose, como a cola da encadernação dos livros e o próprio papel, papelão, tecidos de origem vegetal, e grãos armazenados ou farinhas. Quando se alimentam da cola de encadernações, causam danos e a soltura de páginas. Alimentam-se diretamente do papel e de pigmentos de tinta, prejudicando a leitura. Existem registros de danos causados por Lepismatidae em papel moeda, papel de parede, pinturas e acervos de coleções biológicas. São, também, decompositores da matéria orgânica na serapilheira. Algumas espécies podem causar danos a plantas cultivadas, como a cana-de-açúcar.

Coleta e fixação. A coleta pode ser direta, com pincel umedecido em álcool ou com aspirador, para aqueles que vivem sob casca de árvore, sob pedras ou em ninhos de cupins e de formigas. Aqueles que vivem na serapilheira, solo e matéria orgânica em decomposição devem ser extraídos com funil de Berlese ou método de Kempson (ver capítulo sobre métodos de coleta). Como são insetos pequenos e de corpo mole e apêndices muito frágeis, o manuseio deve ser cuidadoso; devem ser mortos e conservados em álcool 70% e a montagem em lâmina para microscopia é recomendada, muitas vezes necessária, para estudos morfológicos e identificação.

Chave para as famílias no Brasil (adaptado de Triplehorn & Johnson 2005).

1. Olho composto presente (Fig. 16.2). Corpo com escamas, geralmente coloridas ..... **1. Lepismatidae**
— Olho composto ausente. Corpo com ou sem escamas, branco ou dourado ..... **2. Nicoletiidae**

1. Lepismatidae. (Figs. 16.1-2). São conhecidos como traças ou traças-dos-livros e algumas espécies são comuns em moradias humanas. Há espécies cosmopolitas, dispersas pelo homem. No Brasil, estão registrados cinco gêneros e oito espécies recentes (Tab. 16.1), além de uma espécie fóssil do Cretáceo inferior, da formação Santana do Nordeste brasileiro. As principais referências para a família são Wygodzinsky (1943a, 1948, 1952) e Irish (1995).



Figuras 16.1-5. Zygentoma. **1-2**, Lepismatidae, vd e vv; **3**, perna; **4**, Nicoletiidae, vd; **4**, Atelurinae; **5**, Nicoletiinae. Modificado de Barrientos (1988)

2. Nicoletiidae. De distribuição cosmopolita, contém espécies silvestres e bastante crípticas. Habitam vários substratos humícolas e ninhos de formigas e cupins. Seus representantes são pequenos ou diminutos e apenas coletas direcionadas têm sucesso em sua captura, por isso estão pouco representados em coleções brasileiras. As espécies de Atelurinae (Fig. 16.4) são inquilinas em ninhos de formigas e de cupins e às vezes ocorrem em cavernas. Para o Brasil, estão registrados seis gêneros e treze espécies (Tab. 16.1). As espécies de Nicoletiinae (Fig. 16.5) são encontradas na serapilheira, sob casca de árvores, húmus e solo. Raramente são inquilinos em ninhos de formigas. No Brasil, ocorre um gênero com duas espécies (Tab. 16.1), uma das quais, *Nicoletia neotropicalis*, provavelmente pertence a outro gênero (Mendes *et al.* 2009). Coletiniinae e Cubacubaninae têm espécies troglóbias, cada uma com um gênero e uma espécie registradas para o Brasil (Tab. 16.1). As espécies de Subnicoletiinae são termitófilas ou mirmecófilas e, para o Brasil, estão registrados três gêneros e quatro espécies (Tab. 16.1). As principais referências para a família são Silvestri (1908), Wygodzinsky (1943b, 1952, 1958, 1960), Mendes (1994, 1996, 2002c), Galán (2001), Mendes & Ferreira (2002) e Mendes *et al.* (2009).

Agradecimentos. Ao Dr. Rafael Molero Baltanás, Universidade de Córdoba, Espanha, pelas informações prestadas. Ao Dr. José Albertino Rafael, INPA, pelas sugestões em sua revisão do texto.

Barrientos, J.A. 1988. **Bases para un curso práctico de Entomologia**. Asociación Española de Entomologia. 754 p.

Delany, M.J. 1957. Life history in the Thysanura. **Acta Zoologica Cracoviensia 2**(3): 61-90.

Galán, C. 2001. Nueva espécie cavernícola de Thysanura Nicoletiidae de la Toca da Boa Vista (Estado de Bahía, Brasil). **Boletín de la Sociedad Venezolana de Espeleologia 35**: 13-19.

Irish, J. 1990. **Phylogeny of the Lepismatidae (Thysanura) with a revision of the Southern African genera**. Thesis Doctoralis, Univ. Pretoria. 337 p.

Irish, J. 1995. New data on Lepismatidae, mainly from Italy and North East Africa, with notes on the status of *Ctenolepisma rothschildi* Silvestri (Insecta: Thysanura). **Annali del Museo Cívico di Storia Naturale di Genova "Giacomo Doria" 90**: 559-570.

Maddison, D.R. 2002. Thysanura. Silverfish and Firebrats (temporary). <http://tolweb.org/thysanura/8209>. Acesso: 06/jul/2006.

Mendes, L.F. 1994. Evolutionary relationships among the Nicoletiidae (Insecta: Zygentoma). **Acta Zoologica Fennica 195**: 98-103.

Mendes, L.F. 1996. Novos dados e descrições de tisanuros (Microcoryphia e Zygentoma: Insecta) da América do Sul. **Garcia de Orta, Série Zoologia**, Lisboa **21**(1): 129-144.

Mendes, L.F. 1998. Second contribution to the study of the Dominican amber Zygentoma (Insecta). Family Lepismatidae. **Canadian Entomologist 130**(6): 899-904.

Mendes, L.F. 2002a. On the status of the "Protrinemurid" and "Atelurid" thysanurans (Zygentoma: Insecta). **Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia 199**(17): 201-212.

Mendes, L.F. 2002b. Taxonomy of Zygentoma and Microcoryphia: historical overview, present status and goals for the new millenium. **Pedobiologia 46**: 225-233.

Mendes, L.F. 2002c. Novos dados sobre tisanuros (Microcoryphia e Zygentoma: Insecta) e descrição de uma nova espécie do Brasil. **Garcia de Orta, Série Zoologia**, Lisboa **24**(1-2): 81-87.

Mendes, L.F. & R.L. Ferreira 2002. On a new cave-dwelling Nicoletiidae (Zygentoma: Insecta) from Brazil. **Garcia de Orta, Série Zoologia 24**(1/2): 101-106.

Mendes, L.F.; E.G.P. Fox.; D.R. Solis & O.C. Bueno 2009. New Nicoletiidae (Zygentoma: Insecta) from Brazil living in fire-ant (Hymenoptera: Insecta) nests. **Papéis Avulsos de Zoologia 49**(34): 467-475.

Silvestri, F. 1908. Materiali per lo studio dei tisanuri. IX. Nuovi generi e specie di Lepismatidae mirmecofili e termitofili. **Bollettino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria della Reale Scuola Superiore d'Agricultura in Portici 2**: 366-381.

Sturm, H. 1998. Erstnachweis fischchenartiger Insekten (Zygentoma, Insecta) für das Mesozoikum (Untere Kreide, Brasilien). **Senckenbergiana lethaea 78**(1/2): 135-140.

Triplehorn, C.A. & N.F. Johnson 2005. **Borror and Delong's Introduction to the Study of Insects**. Thomson Brooks/Cole. 864 p.

Wygodzinsky, P. 1943a. Nota sobre um gênero de Lepismatidae ecitófilo (Thysanura, Lepismatidae). **Revista de Entomologia, Rio de Janeiro 14**(1/2): 260-262.

Wygodzinsky, P. 1943b. Sobre um novo gênero e uma nova espécie da subfamília Nicoletiinae (Lepidsmatidae, Thysanura) do Estado de Pernambuco (Brasil). **Revista brasileira de Biologia 3**(3): 351-353.

Wygodzinsky, P. 1948. Contribución al conocimiento de las Lepismatinae americanas (Lepismatidae, Thysanura). **Acta zoologica Lilloana 6**: 215-227.

Wygodzinsky, P. 1952. Apuntes sobre Thysanura americanas (Apterygota, Insecta). **Acta zoologica Lilloana 11**: 435-458.

Wygodzinsky, P. 1958. Sobre algunos Nicoletiidae americanos (Thysanura, Insecta). **Acta zoologica Lilloana 16**: 97-120.

Wygodzinsky, P. 1960. Contribution to the knowledge of the Thysanura and Machilidae (Insecta). **Revista brasileira de Biologia 19**: 441-457.

Tabela 16.1. Espécies de Zygentoma registradas para o Brasil.

Família	Espécie	Biologia	Distribuição
Lepismatidae	*Acrotelsa collaris* (Fabricius, 1793)	sinantrópico	Pantropical; Brasil: MG, PE, RJ
	Ctenolepisma burmanica Parona, 1892	sob pedras	Birmânia; Brasil: PE
	Ctenolepisma longicaudata Escherich, 1905	sinantrópico	Cosmopolita; Brasil: PE, RJ, SC, SP
	Ctenolepisma rothschildi Silvestri, 1907	serapilheira, sob pedras	Pantropical; Brasil: RN, RJ
	Ctenolepisma targioniana Silvestri, 1908	serapilheira	Pantropical; Brasil: RN, PE,
	Heterolepisma pascetosa Escherich, 1905	serapilheira	África, Indonésia; Brasil: PE
	Lepisma saccharina L., 1758	sinantrópico	Cosmopolita; Brasil: SP
	Thermobia domestica (Packard, 1873)	sinantrópico	Cosmopolita; Brasil: SP
Nicoletiidae: Atelurinae	*Atelurina pernambucensis* Wygodzinsky, 1943	termitófilo: hospedeiro desconhecido	Brasil: PE
	Goiasatelura goianella Wygodzinsky, 1942	? termitófilo	Brasil: GO
	Goiasatelura goianensis Wygodzinsky, 1942	termitófilo: *Syntermes* sp.	Brasil: GO
	Grassiella acapulcensis Wygodzinsky, 1958	mirmecófilo: ninho de *Atta cephalotes* e possível *Odontomachus*	Brasil: RJ
	Grassiella amazonica Mendes, 1996	biótopo desconhecido	Brasil: AM
	Grassiella bahiensis Wygodzinsky, 1958	biótopo desconhecido	Brasil: BA
	Grassiella carioca Wygodzinsky, 1958	biótopo desconhecido	Brasil: RJ
	Grassiella negrensis Mendes, 2002	Mirmecófilo: Myrmicinae	Brasil: AM
	Grassiella praestans Silvestri, 1898	Mirmecófilo	México, Equador, Peru, Uruguai Argentina, Brasil: RJ, MG, SP
	Heterolepidella synoeca (Silvestri, 1901)	termitófilo: *Subulitermes*	Brasil: MT
	Heterolepidella termitobia (Silvestri, 1901)	termitófilo: *Amitermes* e *Anoplotermes*	Brasil: MT
	Kaporiella vorax (Escherich, 1903)	mirmecófilo: *Pseudomyrmex* (Formicinae)	Pantropical; Brasil: RJ, SC
	Pseudogastrotheus synterminus (Silvestri, 1946)	termitófilo: *Syntermes* e mirmecófilo: hosp. desconh.	Brasil: RJ
Nicoletiidae: Coletinia	*Coletinia brasiliensis* Mendes & Ferreira, 2002	Troglóbio	Brasil: BA
Nicoletiidae: Cubacubaninae	*Anelpistina spelaea* (Galán, 2001)	Troglóbio	Brasil: BA
Nicoletiidae: Nicoletiinae	*Nicoletia phytophila* Gervais, 1844	Serapilheira	Brasil: PA, AM
	? *Nicoletia neotropicalis* Silvestri, 1901	Serapilheira	Argentina, Paraguai, Brasil: MT
Nicoletiidae: Subnicoletiinae	*Allotrichatura saevissima* Mendes, Fox, Sólis & Bueno, 2009	mirmecófilo: *Solenopsis saevissima*	Brasil: RJ
	Hematelura convivens Escherich, 1906	termitófilo: hospedeiro desconhecido	Brasil: PA
	Trichatelura borgmeieri Silvestri, 1933	mirmecófilo: *Eciton*	Brasil: GO
	Trichatelura manni (Caudell, 1925)	mirmecófilo: *Eciton*	Bolívia, Costa Rica, Panamá, Brasil: GO

Capítulo 17

EPHEMEROPTERA

Elidiomar Ribeiro da Silva
Frederico Falcão Salles

Leptophlebiidae: *Miroculis marauiae*

Ephemeridae: *Hexagenia albivitta*

Euthyplociidae: *Campylocia* sp.

Ephemeroptera Hyatt & Arms, 1891

Elidiomar Ribeiro da Silva
Frederico Falcão Salles

Ephemeroptera: do grego *ephemeros* = efêmero, *pteron* = asa. Refere-se ao abreviado período de existência dos adultos.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, anfibióticos. Comprimento variando de 4 a 35 mm. Olho composto bem desenvolvido, especialmente nos machos. Antena setácea, curta. Peças bucais vestigiais. Asa anterior grande, triangular ou alongada. Veia média dividida em média anterior (MA) e média posterior (MP). Asa posterior bem menor ou ausente. Pernas bem desenvolvidas, especialmente as protorácicas. Abdômen com 11 segmentos, o último vestigial, encoberto pelo segmento X. Dois ou três filamentos caudais bem desenvolvidos. Macho com fórceps genital bem desenvolvido e pênis bilobado. Passam por dois estágios alados, o primeiro chamado subimago e o segundo, imago ou adulto.

Introdução. Os efemerópteros (Fig. 17.1) são conhecidos popularmente como efeméridas ou siriruias. Tem distribuição mundial, exceto na Antártica, no extremo Ártico e em pequenas ilhas oceânicas. Compreende pouco menos de 4 mil espécies, das quais 199 são registradas no Brasil. Não há uma estimativa do número total de espécies ainda por descrever, mas presume-se a existência de pelo menos o dobro para o mundo e o triplo para o Brasil. São os únicos insetos atuais com dois estádios alados, ou seja, que sofrem muda após o desenvolvimento de asas funcionais. O primeiro é chamado subimago e o segundo, imago ou adulto, sendo esse o estágio reprodutivo (Burks 1975). Para alguns autores, o termo "adulto" é utilizado tanto para as subimagos quanto para as imagos. As mudas do último estádio ninfal para a subimago e, dessa para a imago, são histologicamente homólogas às mudas ninfais (Taylor & Richards 1963). Os dois estádios alados são considerados uma adaptação ancestral, visando minimizar a predação enquanto as estruturas sexuais finalizam sua maturação. Sua importância foi comentada por Soldán (1987) para a perfeita sincronização do voo nupcial. Embora essa muda extra facilite as mudanças posteriores na forma do corpo, alguns autores consideram-na como um resquício não adaptativo e tem sido comparada à muda pupal dos holometábolos.

Figura 17.1. Fêmea adulta de *Ulmeritoides* sp., Leptophlebiidae. Foto F.F. Salles.

As formas imaturas, chamadas ninfas, náiades ou larvas, são dulciaquícolas e os adultos são normalmente encontrados nas proximidades de corpos d'água. Algumas espécies desenvolvem-se tanto em ambientes lênticos quanto lóticos, mas muitas são restritas a um determinado hábitat. A maior diversidade específica é encontrada em riachos de fundo rochoso (Edmunds 1984).

Constituem um grupo de taxonomia ainda pouco conhecida em muitas partes do mundo, em especial nas áreas tropicais. A fauna da América do Sul não constitui exceção, sendo difícil a identificação da maioria das espécies da região. Devido à escassez de coleções e estudos taxonômicos, a maioria das espécies tropicais permanece desconhecida. Além disso, para a maior parte das espécies conhecidas, somente um dos estágios (ninfa ou adulto) é descrito.

Os poucos trabalhos gerais que abordaram a fauna brasileira datam das seis primeiras décadas do século XX, estando na maioria relacionados a grandes expedições científicas. Até aproximadamente a metade do século XX,

destacaram-se no Brasil trabalhos gerais que abordaram a fauna sul-americana. Entre 1919 e 1922, foi realizada uma expedição entomológica da Universidade de Cornell (EUA) a diversas regiões, incluindo Guiana, Colômbia, Brasil, Argentina, México e alguns países da América Central, o que resultou em um artigo sobre os Ephemeroptera neotropicais publicado por Needham & Murphy (1924). No Brasil, os exemplares foram colecionados nos estados do Amazonas, Pará, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Rio de Janeiro. A "Mission J. Massart" realizou um inventário botânico de diversas regiões do sul do Brasil e da Amazônia nos anos de 1922 e 1923 e os efemerópteros coletados foram descritos por Demoulin (1955).

Diversas espécies brasileiras foram descritas por Traver (1944), a maior parte procedente de lagoas do Rio Grande do Sul e enviados à especialista por Herman Kleerekoper. Outros exemplares foram coletados em regiões dos estados de Minas Gerais e São Paulo.

A maioria dos trabalhos mais recentes, realizados principalmente após a década de 1980, restringe-se à descrição de novos táxons, raramente com algum comentário biológico ou sistemático.

O conhecimento no Brasil, ainda incipiente, aumentou consideravelmente nos últimos anos com o aumento de artigos taxonômicos e de distribuição geográfica publicados, praticamente dobrando em duas décadas o número de espécies reportadas para o Brasil. O último catálogo foi publicado por Hubbard (1982) e inexistem trabalhos abrangentes relacionados à fauna brasileira. As informações ainda se encontram bastante dispersas, exceto por duas listas, uma tratando das espécies registradas para o Brasil e outra das espécies registradas para o Estado de São Paulo, publicadas por Domínguez *et al.* (2004). Uma terceira lista atualizada foi publicada por Salles *et al.* (2004b) e está disponível no sítio "Ephemeroptera do Brasil" (s.d.).

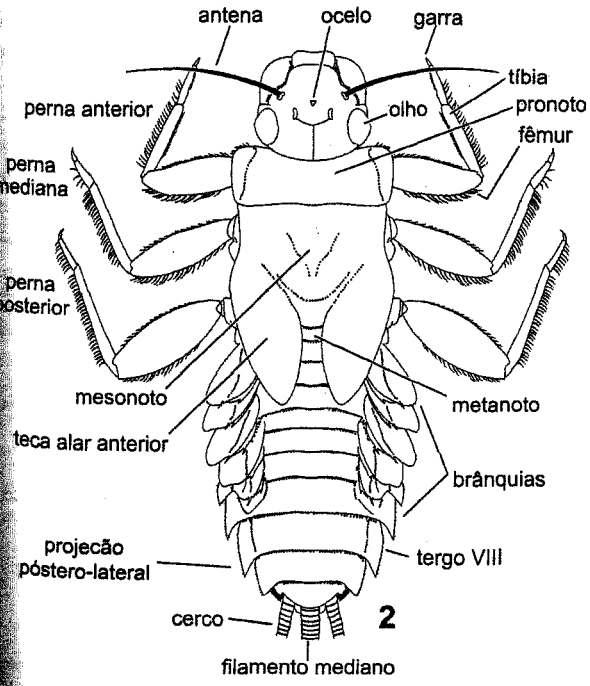
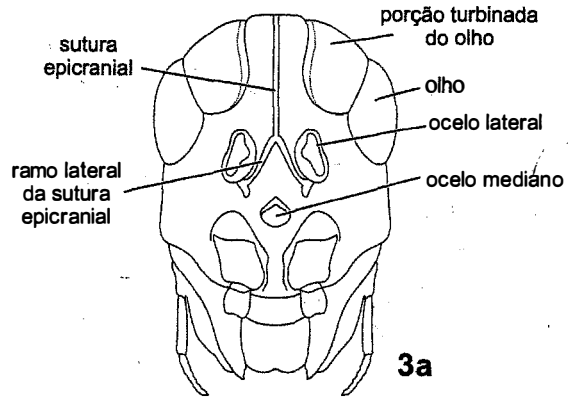
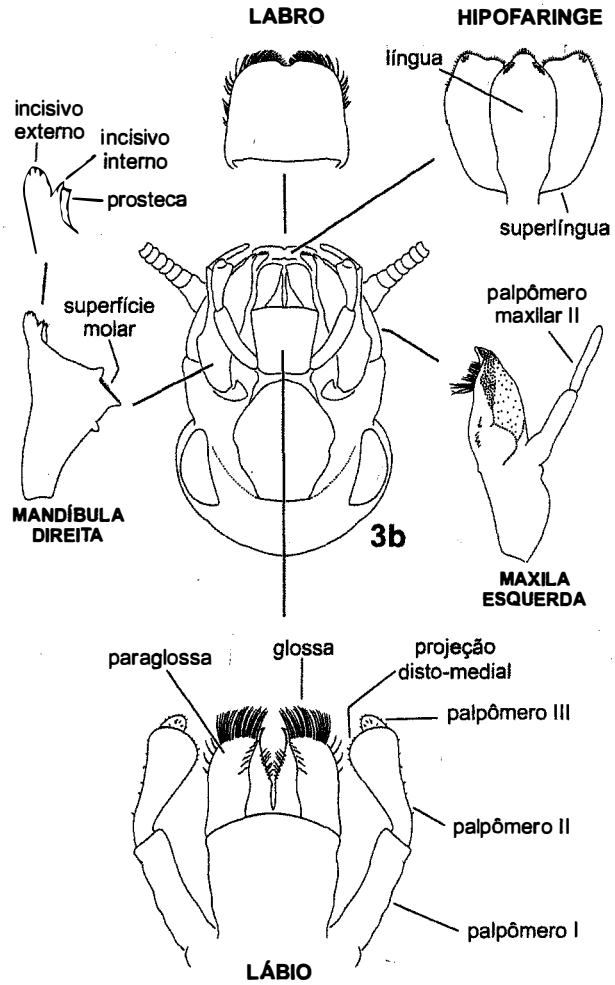


Figura 17.2. Ninfa de *Massartella brieni* (Lestage), Leptophlebiidae, vd.

Os registros fósseis mais antigos do grupo datam do Permiano Inferior do Kansas (EUA) e da Rússia. No Brasil, há numerosos registros fósseis na Formação Santana, do Cretáceo Inferior (McCafferty 1990).

Morfologia (adultos). Cabeça geralmente triangular em vista dorsal. Olhos compostos às vezes ocupa a maior parte da cabeça. Dimorfismo sexual em alguns grupos com olhos





Figuras 17.3a-b. Ninfa de *Tupiara ibirapitanga* Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, Baetidae. **3a**, cabeça, vf; **3b**, peças bucais.

dos machos maiores e mais aproximados dorsalmente em relação às fêmeas. Machos de alguns gêneros com olhos muito expandidos, dividido em porção inferior e superior (Figs. 17.5-6), que podem ter diferenças quanto ao tamanho e coloração. Em tais casos, a porção superior, situada sobre uma protuberância cilíndrica ou cônica, é chamada de olho turbinado ou em turbante (Figs. 17.5-6). Três ocelos, um mediano e dois laterais. Vértice, occipício e gena fundidos em uma peça que ocupa a maior parte da cápsula cefálica, o epicrânio. Face formada pela fusão da fronte com parte do vértice. Clípeo anterior à face. Antena setácea, em geral mais curta que a largura da cabeça; escapo curto, pedicelo pouco maior e flagelo setáceo, multiarticulado. Aparelho bucal mastigador, com as peças reduzidas a vestígios deformados não esclerosados. Tórax bem desenvolvido. Protórax anular, pequeno. Mesotórax convexo dorsalmente, ocupando a maior parte do tórax. Metatórax reduzido, por vezes fortemente unido ao segmento abdominal I. Meso e metatórax solidamente fundidos, formando um sintórax; dorsalmente, apenas o mesonoto é visível, dividido em um mesoscuto grande e convexo, e um escutelo menor, posterior. Asas membranosas, transparentes e iridescentes na maioria das espécies. Asa anterior (Fig. 17.4) triangular a alongada, com veia costal (C) ocupando toda a margem costal. Veia subcostal estendendo-se até o ápice. Veias radial, média e cubital divididas em ramos anteriores e posteriores (Fig. 17.4), algumas com subdivisões. Veias anais variando de uma a três. Ondulação das asas com alternância regular de veias convexas ("+") na face dorsal e côncavas ("-"), na ventral. Asa posterior bem menor que a anterior ou ausente. Pernas geralmente bem desenvolvidas (Fig. 17.4). Coxas fortes e curtas. Trocânteres pequenos. Fêmures fortes e um pouco achatados. Tíbias estreitas e cilíndricas. Tarsos estruturalmente semelhantes às tíbias, com quatro ou cinco tarsômeros. Tarsômero basal fundido em vários graus com a tíbia. Garras de estrutura variável. De um modo geral, perna anterior mais alongada. Muitos machos com tíbia e tarso muito alongados, às vezes tão ou mais longos que o corpo. Em alguns grupos, as pernas são atrofiadas ou vestigiais, com eventual exceção das pernas anteriores do macho. Abdômen com onze segmentos, o último vestigial, encoberto pelo segmento X. Esternito VII das fêmeas em geral alongado, projetando-se posteriormente sobre o segmento VIII, algumas vezes formando um ovipositor rudimentar. Placa subgenital (ou estilígera) do macho com um par de apêndices homólogos aos estilos dos demais insetos, os fórceps genitais (Fig. 17.7), segmentados na maioria dos grupos. Pênis bilobado (Fig. 17.7), representando provavelmente os apêndices do segmento X; lobos em geral grandes, livres e às vezes membranosos, ao invés de fundidos a formar um edeago, como nos demais insetos. Segmento XI com dois cercos e um filamento mediano (paracerco), correspondendo ao epiprocto (Fig. 17.4), às vezes vestigial ou ausente em alguns grupos.

Imaturos. A subimago é semelhante à imago na aparência, mas com o corpo e todos os apêndices envoltos por uma cutícula transparente, geralmente com apêndices e genitália mais curtos e compactos que as imagos. Olhos compostos algo menores que os da imago. Asas em geral opacas, com cerdas marginais e peças genitais masculinas menos esclerosadas.

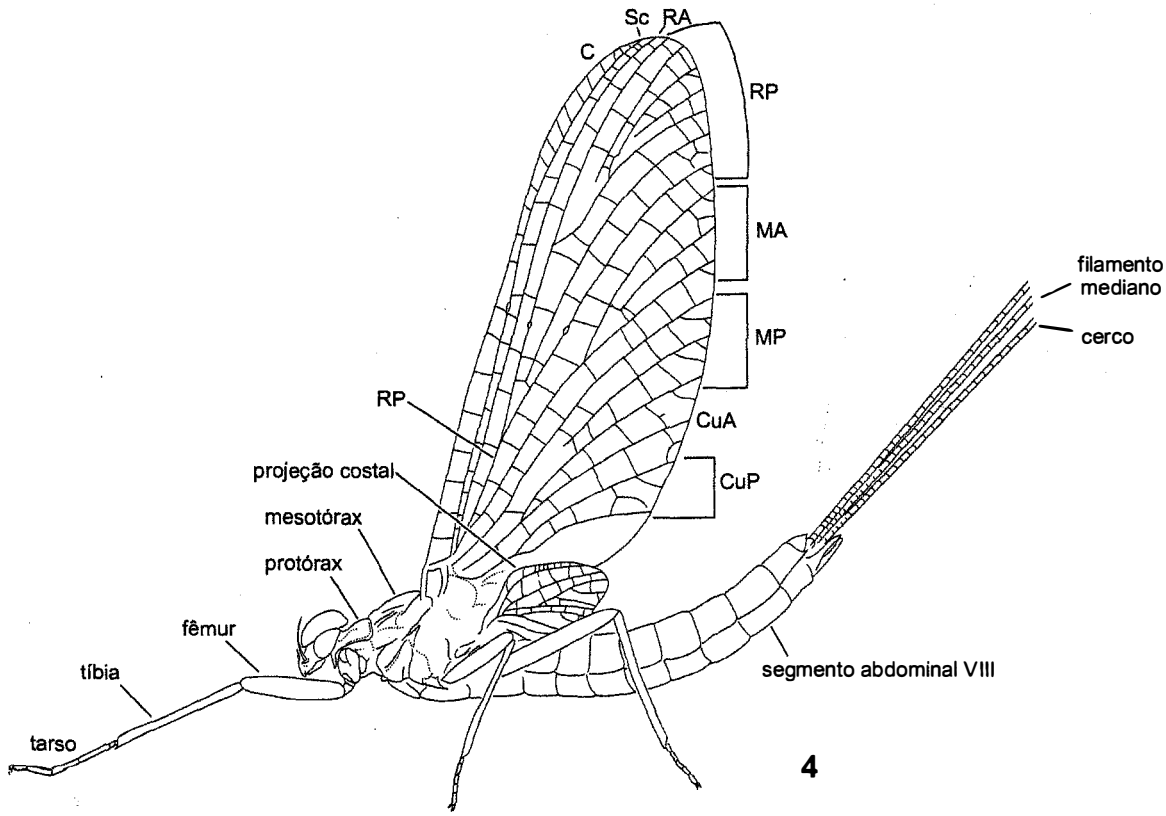
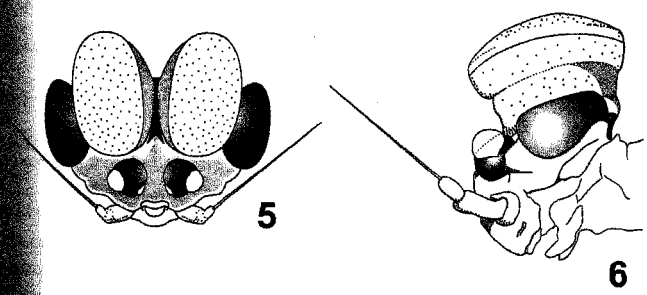


Figura 17.4. Adulto de *Massartella brieni* (Lestage), Leptophlebiidae, macho, vl.

As formas mais comuns dos ovos são a ovoide e a elipsoidal. Alguns Leptophlebiidae têm ovos de forma prismática, com seção hexagonal ou quadrangular. Possuem variação morfológica nas estruturas de atracamento e na ornamentação do córion (Koss & Edmunds 1974), além da forma geral do ovo, que varia muito dentre as diferentes famílias. As ninfas (Figs. 17.2, 3a,b) são importantes taxonomicamente e, por isso, têm sido bem caracterizadas morfologicamente. São aquáticas, com brânquias abdominais bem desenvolvidas. A cabeça (Fig. 17.3a) tem formato variável, às vezes com diferentes protuberâncias ou projeções. Epicrânio dividido em frontoclípeo, parte anterior e vértice, parte posterior. Olho lateral ou dorsal, próximo à margem póstero-lateral. Três ocelos, entre os olhos. Antenas filiformes, móveis, de comprimento variável, em geral ântero-ventrais aos olhos. Peças bucais (Fig. 17.3b) mastigadoras, bem desenvolvidas, em arranjo hipognato ou prognato. Labro achatado. Mandíbulas assimétricas, com área de incisivos ventral e superfície molar dorsal, com uma prosteca ou lacínia móvel entre elas; superfície molar aproximadamente paralela à margem lateral na mandíbula esquerda e perpendicular a essa na direita. Maxila com gálea, lacínia, estipe e palpífero fundidos, formando uma peça única, a gálea-lacínia; em alguns gêneros de Leptohyphidae, não há fusão entre gálea e lacínia, de acordo com o especialista Dr. Carlos Molineri (Tucumán, Argentina). Palpo maxilar com dois ou três artículos. Hipofaringe com língua central e um par de superlínguas laterais. Lábio cobrindo ventralmente as demais peças, formado pelo submento e pelo mento, este com glossas internas e paraglossas externas, além do par de palpos. Palpo labial com dois ou três artículos. No tórax, o pronoto é menos desenvolvido que o mesonoto, e o metanoto é pequeno (Fig. 17.2). Pterotecas (tecas alares) visíveis nas ninfas maduras, projetando-se do meso e do metatórax. Pernas com o padrão estrutural básico do adulto. Tarsos não subdivididos. Garra tarsal única, em geral com dentículos, com padrão de distribuição variável. Abdômen das ninfas com dez segmentos, algumas vezes com projeções póstero-laterais agudas e pronunciadas (Fig. 17.2). Brânquias estruturalmente muito diversificadas, presentes somente no abdômen ou, também, na base das coxas e maxilas. Encontra-se, na maioria dos grupos, em posição dorsal ou lateral, tipicamente um par em cada um dos sete primeiros segmentos (Fig. 17.2), às vezes reduzidas. Alguns grupos com um par de brânquias mais desenvolvidas, cobrindo e protegendo os demais. Três filamentos anais, sendo dois cercos laterais e o filamento mediano (Fig. 17.2), que pode estar reduzido ou ausente.

Biologia. O adulto tem vida efêmera, variando de poucas horas a, no máximo, 10 dias. Tem a função exclusiva de reprodução. A muda imaginal muitas vezes ocorre durante o voo, sendo as exúvias liberadas à medida que são formados os enxames. Fêmeas adultas de espécies ovovivíparas frequentemente vivem mais de uma semana. O processo de seleção natural resultou em insetos cuja adaptação é diretamente relacionada à reprodução, o que é evidenciado pelas peças bucais atrofiadas e pernas vestigiais dos adultos em alguns grupos. Após emergirem da água, os machos formam enxames de tamanhos que variam de acordo com a espécie. Pouco depois, as fêmeas incorporam-se aos enxames e o acasalamento quase sempre ocorre durante o voo. Os olhos bem desenvolvidos do macho facilitam a abordagem às fêmeas, que é feita por debaixo. Em geral, dentro de minutos ou, no máximo, poucas horas, a fêmea deposita os ovos na água, geralmente na superfície, isolados ou todos de uma só vez, em um ou dois aglomerados. Os ovos possuem diversas estruturas de atracamento. Em alguns Polymitarcyidae, o abdômen rompe-se em contato com a água, liberando os ovos, geralmente produzidos em grande quantidade. Em alguns Ephemeridae, atingem mais de 8 mil ovos. Em alguns gêneros, como *Callibaetis* Eaton (Baetidae), ocorre ovoviviparidade, com as ninfas eclodindo imediatamente após a postura. Em *Callibaetis* e outros gêneros de Baetidae, pode ocorrer viviparidade (Needham *et al.* 1935). Há registros de partenogênese em algumas espécies, sendo no Brasil *Caenis cuniana* Froehlich o exemplo mais destacado (Froehlich 1969). O desenvolvimento embrionário geralmente leva pouco menos de duas semanas. A diapausa no estágio de ovo, confirmada experimentalmente em algumas espécies, é um fenômeno comum em espécies de zonas temperadas (Edmunds 1984).



Figuras 17.5-6. Cabeça do macho adulto de *Tupiara ibirapitanga* Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, Baetidae. **5**, vd; **6**, vl.

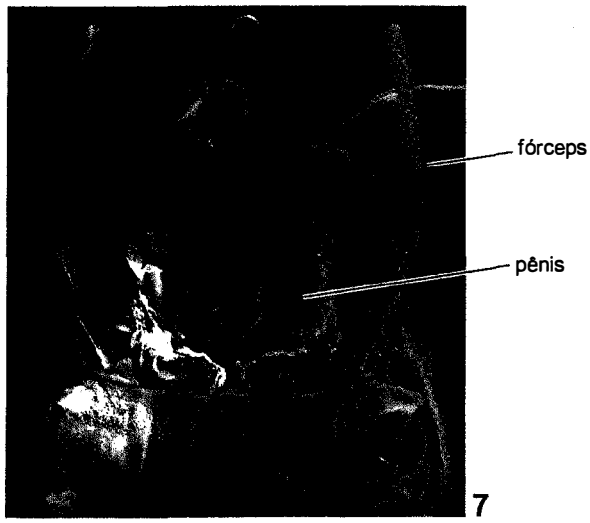
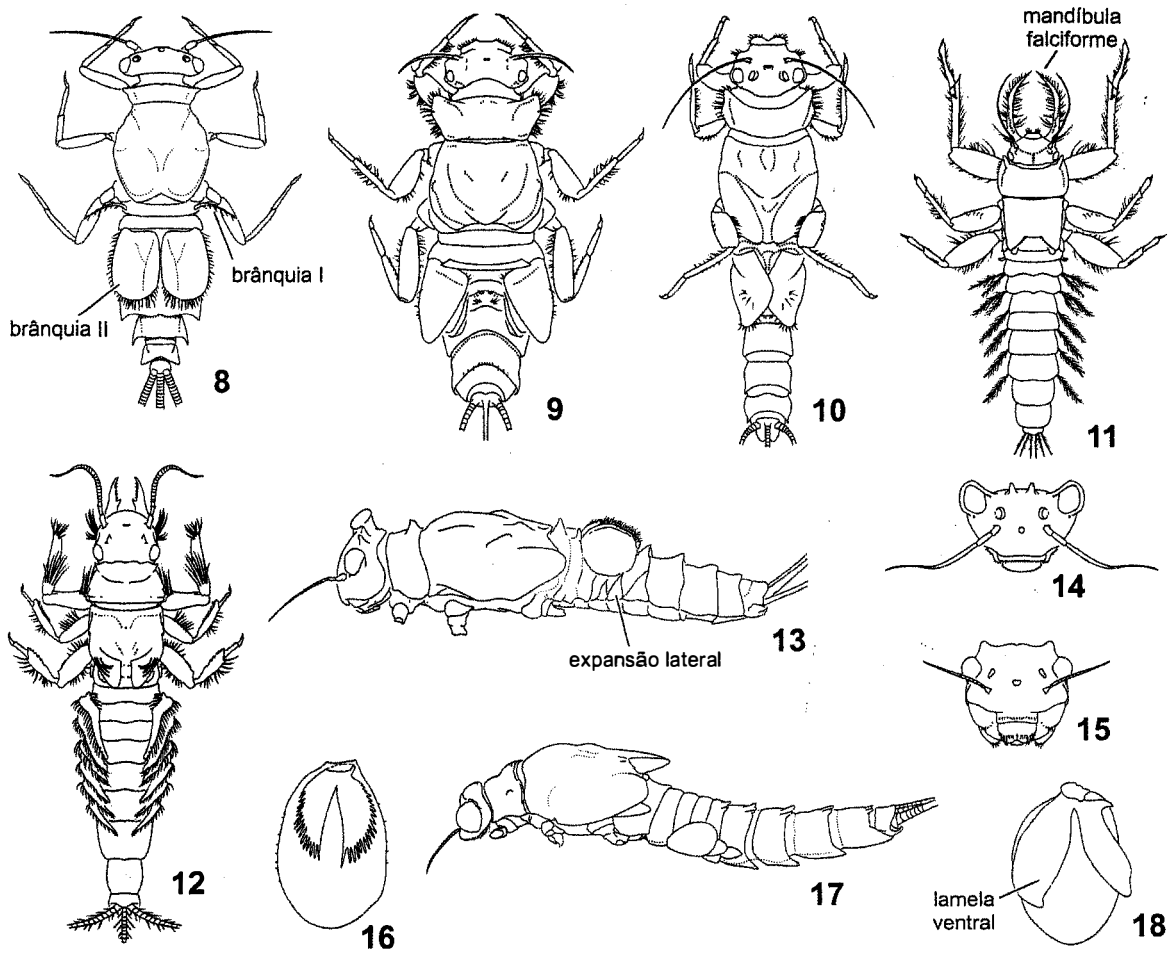


Figura 17.7. Microscopia eletrônica de varredura da genitália da imago macho de *Campsurus* sp., Polymitarcyidae. Foto F.F. Salles.

O período de vida ninfal varia de três a seis meses, com limites entre dezesseis dias e dois anos (Edmunds 1984), chegando excepcionalmente a atingir três anos. As ninfas sofrem geralmente de 12 a 45 mudas e crescem relativamente pouco durante cada ínstar. Parece haver influência direta da temperatura no desenvolvimento ninfal, com o tempo de desenvolvimento sendo incrementado com a elevação da temperatura. Alimentam-se essencialmente de plantas. Muitas são coletoras ou raspadoras e alimentam-se de detritos variados, de algas e hidrófitas. Poucas espécies são verdadeiramente carnívoras, atuando como predadores ativos. No tubo digestivo de *Harpagobaetis gulosus* Mol (Baetidae), espécie registrada recentemente para o Brasil (Salles & Lugo-Ortiz 2002), foram encontradas cápsulas cefálicas de larvas de Diptera, a maioria Simuliidae. No último estádio, as ninfas cessam a alimentação e o canal alimentar degenera rapidamente. A metamorfose para a vida adulta é caracterizada por modificações regressivas, com atrofia das peças bucais e redução das antenas, e modificações progressivas com desenvolvimento das asas. Peças bucais vestigiais, antenas curtas, asas, genitália e ovos em formação podem ser vistos através da cutícula ninfal. Na maioria das espécies, a ninfa, quando pronta para sua última muda, desloca-se até a superfície da água, quando a cutícula se rompe rapidamente e a subimago emerge. Já em outras, a ninfa sai da água, fixando-se às rochas ou outros substratos, e a subimago emerge mais vagarosamente (Burks 1975).

As subimagos movimentam-se muito pouco, geralmente permanecendo em repouso sobre a vegetação marginal aos corpos de água. Perdem quase 25% do peso corporal por evaporação e respiração, estando muito susceptíveis à dessecação. A duração do estádio subimaginal varia de poucos minutos a poucos dias, de acordo com a espécie. A temperatura e a umidade desempenham papel decisivo na muda final: observações indicam que a fase subimaginal prolonga-se sob baixas temperaturas (Burks 1975) e que as subimagos somente sobrevivem e realizam a muda imaginal em níveis de umidade relativa do ar entre 60% e 90% de saturação (Soldán 1987). Em algumas espécies de *Campsurus* Eaton (Polymitarcyidae), as fêmeas não atingem o estádio imaginal, copulando e liberando os ovos ainda na fase subimaginal (Pereira & da-Silva 1991).

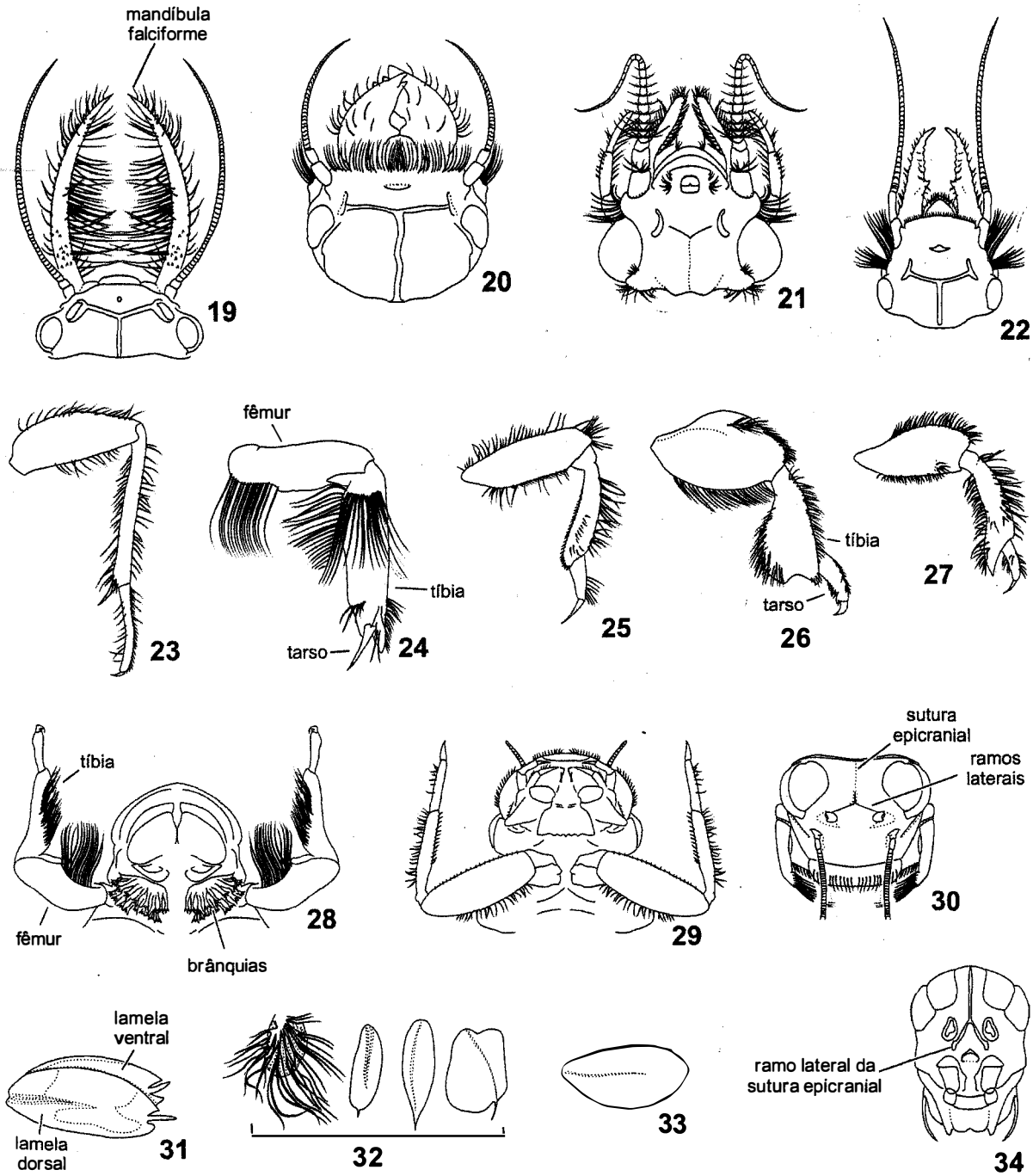
Classificação. Uma das primeiras classificações propostas para o grupo foi de Needham *et al.* (1935), que dividiram a ordem



Figuras 17.8-18. Ninfas. **8**, *Brasilocaenis irmleri* Puthz, Caenidae, vd; **9**, *Tricorythodes* sp., Leptohyphidae, vd; **10**, *Leptohyphodes inanis* (Pictet), Leptohyphidae, vd; **11**, *Campylocia* sp., Euthyplociidae, vd; **12**, *Campsurus* sp., Polymitarcyidae, vd; **13-14**, *Coryphorus aquilus* Peters, Coryphoridae; **13**, corpo, vl; **14**, cabeça, vf; **15**, *Leptohyphes cornutus* Allen, Leptohyphidae, cabeça, vf; **16**, *L. cornutus*, brânquia opercular, vv; **17**, *Melanemerella brasiliana*, Melanemerellidae, corpo, vl; **18**, brânquia opercular, vv.

em três famílias: Ephemeridae, Heptageniidae e Baetidae, e dezessete subfamílias. Edmunds *et al.* (1976) reuniram grande parte do conhecimento sobre os gêneros ocorrentes na América do Norte e na América Central e dividiram a ordem em cinco superfamílias, elevando a maioria das subfamílias de Needham *et al.* (1935) ao status de família.

McCafferty & Edmunds (1979) procuraram estabelecer uma classificação com base em teorias evolutivas e dividiram a ordem em duas subordens, com base principalmente em caracteres ninfais: Schistonota, incluindo Baetoidea, Leptophleboidea e Ephemeroidea, e Pannota, incluindo Ephemerelloidea, Caenoidea e Prosopistomatoidea. Essa é



guras 17.19-34. Ninfas. **19-22**, cabeças, vd; **19**, *Campylocia* sp., Euthyplociidae; **20**, *Asthenopus curtus* (Hagen), Polymitarcyidae; *Hexagenia albivitta* (Walker), Ephemeridae; **22**, *Campsurus* sp., Polymitarcyidae; **23-27**, pernas, vl; **23**, anterior de *Campylocia* sp., thyplociidae; **24-25**, anterior e posterior de *Campsurus* sp., Polymitarcyidae; **26-27**, anterior e posterior de *Hexagenia albivitta*, Ephemeridae; cabeça e protórax de *Lachlania* sp., Oligoneuriidae, vv; **29**, cabeça e protórax de *Thraulodes* sp., Leptophlebiidae, vv; **30-31**, *Hermanella* Leptophlebiidae; **30**, cabeça, vf; **31**, brânquia; **32**, brânquias de Leptophlebiidae,da esquerda para a direita: *Ulmeritoides* sp, *Needhamella* *Thraulodes* sp. e *Massartella brieni* (Lestage); **33-34**, *Tupiara ibirapitanga* Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti,Baetidae; **33**, nquia; **34**, cabeça, vf.

atualmente uma das classificações de maior aceitação. Contudo, há um problema sob o ponto de vista evolutivo: a subordem Schistonota é claramente parafilética.

Em uma tentativa com base em princípios da metodologia cladística (McCafferty 1991), a ordem foi dividida em subordens, infraordens, superfamílias, famílias e subfamílias. Essa classificação, constante do sítio "Mayfly Central" (s.d.), onde é frequentemente atualizada, é seguida aqui. Entre parênteses, está o número de espécies conhecidas para o Brasil; famílias sem indicação não são conhecidas para a fauna brasileira.

Subordem Carapacea
Baetiscidae
Prosopistomatidae

Subordem Furcatergalia
Infraordem Vetulata
Oniscigastridae

Infraordem Lanceolata
1. Leptophlebiidae (49)

Infraordem Palpotarsa
Behningiidae

Infraordem Scapphodonta
Potamanthoidea
Potamanthidae

Euthyplocioidea
2. Euthyplociidae (4)

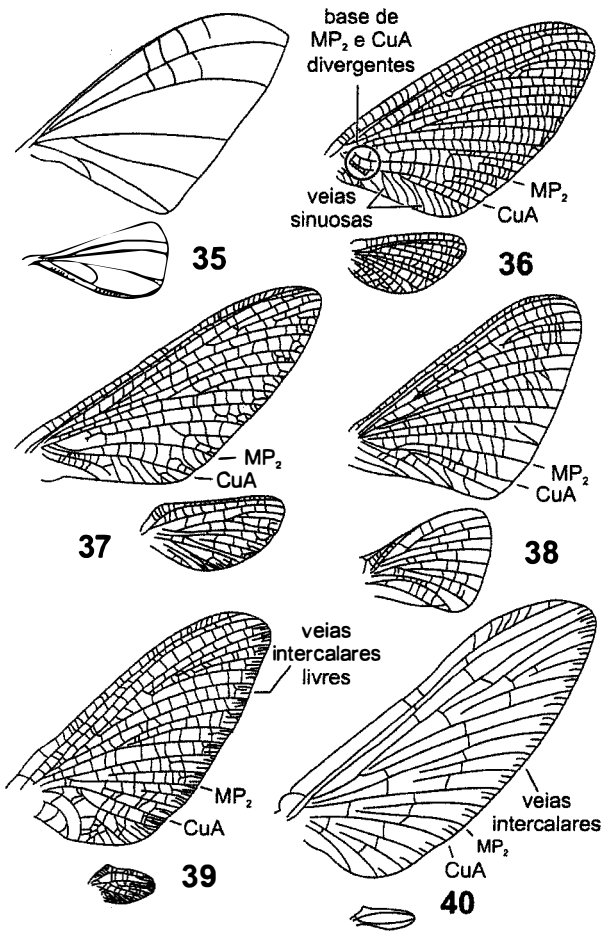
Ephemeroidea
3. Ephemeridae (1)
Ichthybotidae
Palingeniidae
4. Polymitarcyidae (26)

Infraordem Pannota
Caenoidea
Neoephemeridae
5. Caenidae (17)

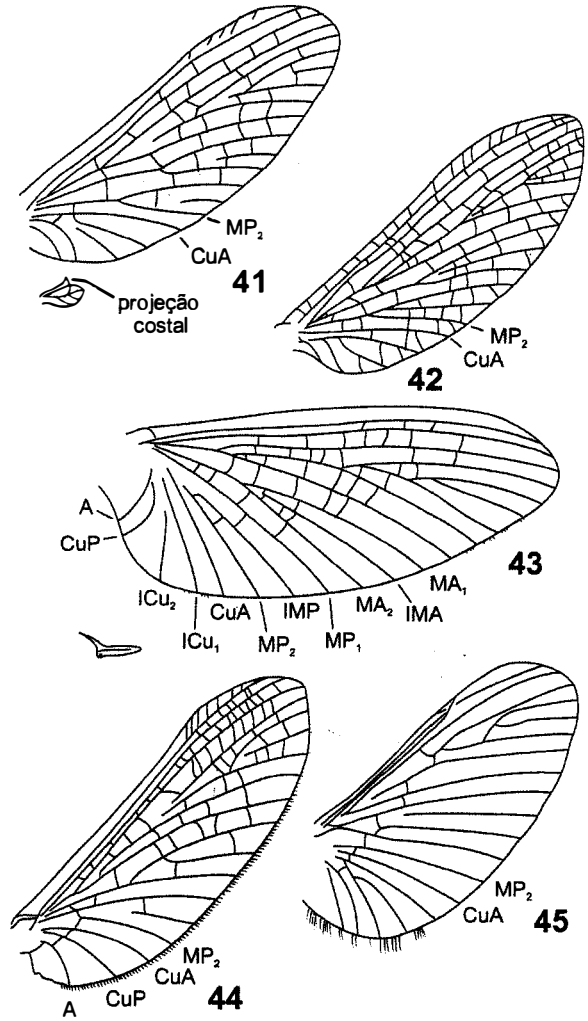
Ephemerelloidea
Ephemerellidae
Ephemerythidae
6. Leptohyphidae (24)
Tricorythidae
7. Melanemerellidae (1)
8. Coryphoridae (1)
Machadorythidae
Teloganodidae

Subordem Pisciforma
Acanthametropidae
Ameletidae
Ameletopsidae
Ametropidae
Analetrididae
9. Baetidae (58)
Metretopidae
Metamoniidae
Nesameletidae
Rallidentidae
Siphlaenigmatidae
Siphlonuridae
Siphluriscidae

Subordem Setisura
Isonychiidae
10. Oligoneuriidae (8)
Pseudironidae
Arthropleidae
Heptageniidae
Coloburiscidae



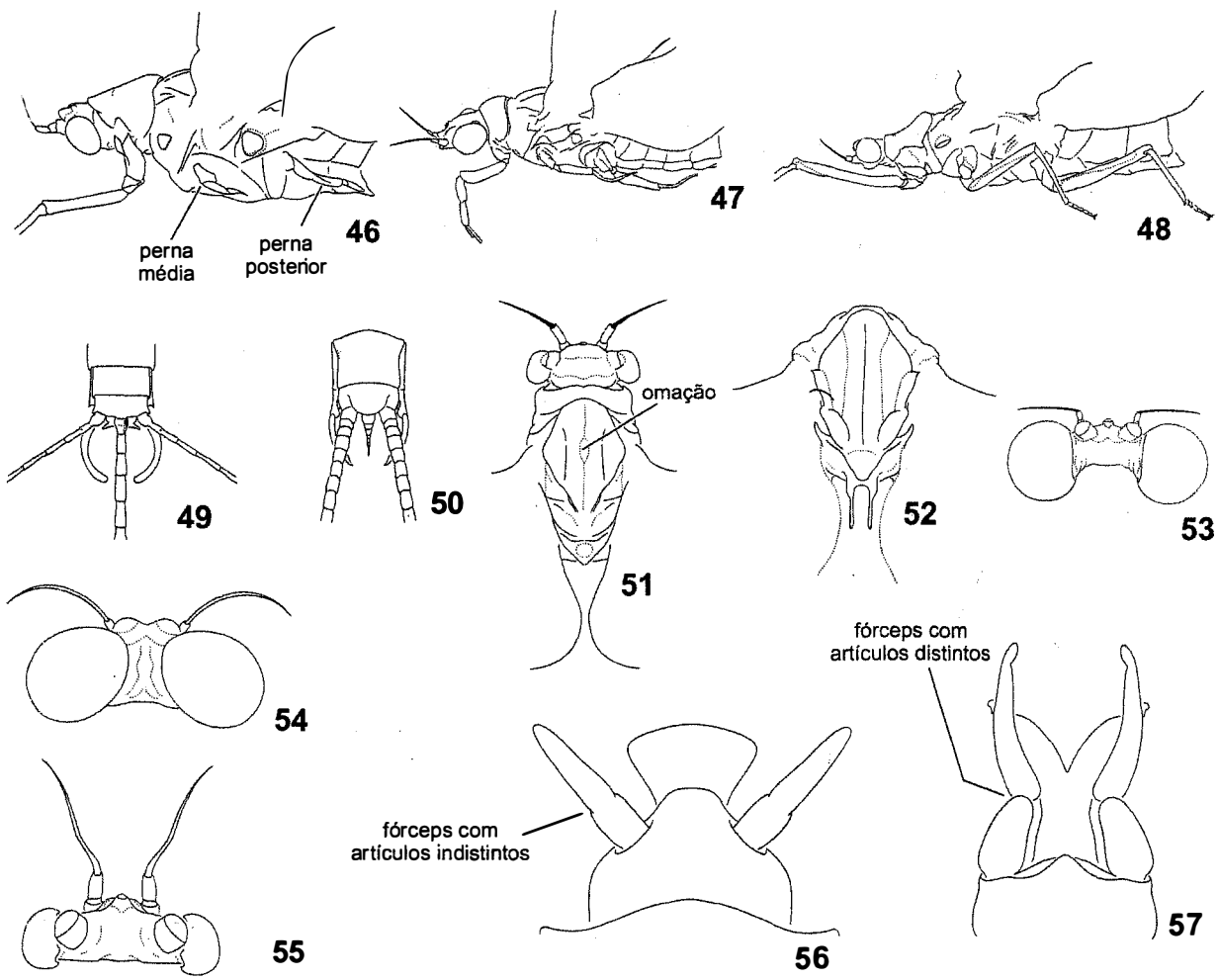
Figuras 17.35-40. Asas anterior (maior) e posterior (menor, quando presente). **35**, *Spaniophlebia* sp., Oligoneuriidae; **36**, *Campylocia bocainensis* Pereira & Da-Silva, Euthyplociidae ; **37**, *Hexagenia albivitta* (Walker), Ephemeridae; **38**, *Campsurus* sp. Polymitarcyidae; **39**, *Melanemerella brasiliana* Ulmer, Melanemerellidae ; **40**, *Tupiara ibirapitanga* Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti.



Figuras 17.41-45. Asas anterior (maior) e posterior (menor, quando presente). **41**, *Farrodes ochraceous* Domínguez, Molineri & Peters, Leptophlebiidae; **42**, *Hagenulopsis diptera* Ulmer, Leptophlebiidae; **43**, *Traverhyphes* sp., Leptohyphidae; **44**, *Coryphorus aquilus* Peters, Coryphoridae; **45**, *Caenis* sp., Caenidae.

Relações filogenéticas. Dentre os artigos mais recentes versando sobre a filogenia dos grandes grupos de Ephemeroptera, o de McCafferty (1991) é o mais amplamente aceito. Não obstante, tal trabalho não foi estruturado como um artigo de sistemática filogenética formal. Os caracteres utilizados não foram claramente definidos, muito menos foi evidenciado qual o método de polarização. Kluge (2004) também propôs uma classificação para a ordem, utilizando uma taxonomia sem ranqueamento. Possivelmente, em virtude desse fato e da proposta de classificação ser bastante recente, não é adotada com frequência. O primeiro estudo filogenético com base em evidências moleculares foi feito por Ogden & Whiting (2005). Seguindo a classificação proposta por McCafferty (1991), encontraram que apenas as subordens Furcatergalia e Carapacea são monofiléticas. Outros resultados, relevantes com relação à fauna brasileira, foram que Pannota, Caenoidea e Ephemerelloidea foram considerados monofiléticos, ao contrário de Scapphodonta, apontado como não-monofilético. De qualquer forma, o fato é que as relações filogenéticas dentro da ordem Ephemeroptera ainda estão por serem estudadas. A Fig. 17.60 mostra diferentes topologias.

Importância. Os efemerópteros são componentes importantes da maioria dos ecossistemas de água doce, encontrados em grande variedade de hábitats aquáticos (Hubbard 1982). Tanto as ninfas quanto os adultos têm grande importância econômica como fonte de alimento para outros animais. É fonte de alimento principalmente para aranhas, outros insetos, peixes, anfíbios e aves, dentre outros. Há registros da utilização de adultos como suplemento alimentar entre os humanos papuas na Nova Guiné. Mas é como alimento natural para peixes que possuem valor econômico primário. Adultos de algumas espécies holárticas são utilizados como isca de pesca de água doce. Nos últimos anos, vem crescendo o interesse no estudo do potencial das ninfas como indicadores biológicos de poluição, uma vez que, com o incremento dos níveis de poluentes orgânicos nos rios e lagos, há espécies que têm a sua população aumentada, outras diminuídas e algumas até desaparecem. No Brasil, ninfas de *Asthenopus* Eaton (Polymitarcyidae) são perfuradoras de madeira submersa e causam danos a pilares, palafitas ou outras estruturas de madeira. Os adultos de umas poucas espécies de Ephemeroidea às vezes formam imensos enxames e, atraídos pelas luzes, tornam-se um problema para

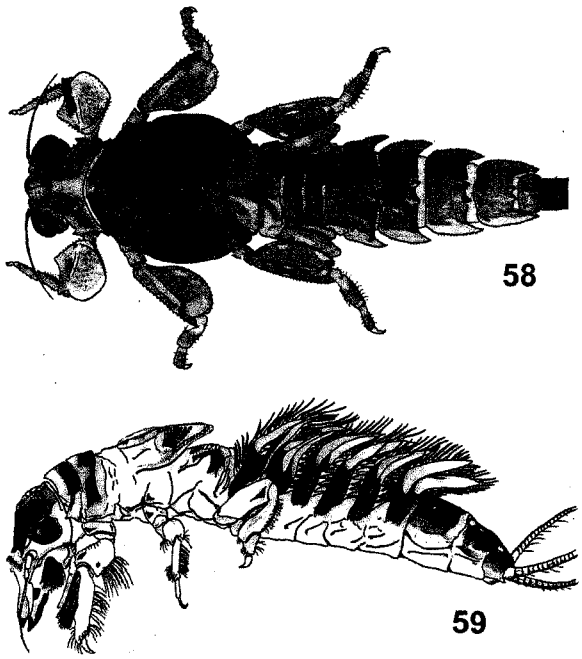


Figuras 17.46-57. Estruturas dos adultos. **46-48**, pernas, vl; **46**, *Campsurus* sp., Polymitarcyidae; **47**, *Asthenopus curtus* (Hagen), Polymitarcyidae; **48**, *Campylocia anceps* (Eaton), Euthyplociidae; **49-50**, ápice do abdômen; **49**, *C. anceps*; **50**, *Hexagenia albivitta* (Walker), Ephemeridae; **51**, cabeça e tórax de *Caenis* sp., Caenidae, vd; **52**, tórax de Leptohyphidae, vd; **53-55**, cabeça de machos, vd; **53**, *Coryphorus aquilus* Peters,Coryphoridae; **54**, Leptohyphidae; **55**, *Traverhyphes* sp., Leptohyphidae; **56-57**, genitália, vv; **56**, *C. aquilus*, Coryphoridae; **57**, *Leptohyphes* sp., Leptohyphidae.

lugarejos e cidades à beira de rios e lagos, causando transtornos em estradas, pontes e durante a navegação. Após as revoadas, os insetos mortos acumulados podem bloquear ruas, paralisando o trânsito. Esses aumentos populacionais parecem ter alguma sazonalidade. Na América do Sul, tal fenômeno foi observado, embora com poucos registros, para espécies de *Campsurus* (Polymitarcyidae) em diferentes regiões no Brasil.

Coleta e fixação. Os imaturos são coligidos em ambientes lóticos e lênticos com peneiras e puçás, preferencialmente com malha de, no máximo, 1 mm, ou com amostradores clássicos para insetos aquáticos em geral, como pode ser encontrado em Surber e Hess (Merritt *et al.* 1996). Os adultos alados são encontrados nos arredores dos corpos d'água, sendo coletados com redes aéreas e aspiradores manuais. O uso de armadilhas luminosas costuma trazer bons resultados. No caso da coleta de subimagos, é interessante mantê-las em recipientes escuros até a última muda. Os exemplares são fixados e conservados em álcool etílico a 80%. No caso de coletas de ninfas, é sempre interessante a tentativa de criação até os estádios alados. Usar recipientes de plástico, vidro ou isopor contendo água e substrato do local de coletas e aeradores de aquário potencializam a obtenção de sucesso na criação. Geralmente, a criação de ninfas a adultos é facilitada no caso de espécies de ambientes lênticos, como as dos gêneros *Callibaetis* (Baetidae) e *Caenis* Stephens (Caenidae).

Chave para as famílias. Levando-se em conta o fato de as formas imaturas constituírem-se nos estádios para os quais há mais informação taxonômica para alguns dos grupos (por exemplo, Baetidae, alguns Leptohyphidae e Leptophlebiidae), decidiu-se apresentar também uma chave para as ninfas.



Figuras 17.58-59. Ninfas. **58**, *Melanemerella brasiliana* Ulmer (Melanemerellidae), vd.; **59**, *Asthenopus curtus* (Hagen) (Polymitarcyidae), vl.

NINFAS

1. Brânquias do segundo segmento abdominal operculares, cobrindo os pares subsequentes (Figs. 17.8-10, 13, 17)..... **2**

— Brânquias do segundo segmento abdominal semelhantes às demais, sem cobrir os pares subsequentes (Figs. 17.11-12) ... **5**

2(1). Brânquias do primeiro segmento abdominal filiformes. Brânquias operculares unidas por quase toda margem interna e com uma marcação em "Y" (Fig. 17.8) ..... **5. Caenidae**

— Brânquias do primeiro segmento abdominal ausentes. Brânquias operculares geralmente distantes e sem uma marcação em "Y" (Figs. 17.9-10, 13, 17) **3**

3(2). Olhos elevados (Fig. 17.14). Tubérculos proeminentes e simples em todos os segmentos do corpo, incluindo cabeça (Figs. 17.13-14). Expansões laterais dos tergitos abdominais III-V direcionados para cima, formando uma câmara branquial (Fig. 17.13) ..... **8. Coryphoridae**

— Olhos não elevados (Fig. 17.15). Tubérculos proeminentes, quando presentes, geralmente restritos a uma região (abdômen) ou duas regiões do corpo (cabeça e tórax) **4**

4(3). Margens externas das lamelas ventrais das brânquias franjadas (Fig. 17.16). Tergitos abdominais II-IX com um par de tubérculos proeminentes (Fig. 17.17) .... **7. Melanemerellidae**

— Margens externas das lamelas ventrais das brânquias sem franjas (Fig. 17.18). Tergitos abdominais sem tubérculos pares, eventualmente com tubérculos simples e restritos a, no máximo, cinco segmentos abdominais ... **6. Leptohyphidae**

5(1). Projeção mandibular falciforme bem desenvolvida (Figs. 17.19-22) **6**

— Projeção mandibular falciforme ausente (Figs. 17.28-29, 30, 34) **8**

6(5). Tíbia e tarso anteriores cilíndricos e estreitos, não adaptados para escavar (Fig. 17.23). Projeção falciforme mandibular longa (geralmente duas vezes o comprimento da cabeça) e estreita da base ao ápice (Fig. 17.19). Brânquias geralmente em arranjo lateral (Fig. 17.11) ..... **2. Euthyplociidae**

— Tíbia e tarso anteriores achatados e robustos, adaptados para escavar (Figs. 17.24, 26). Projeção mandibular falciforme curta (não mais que o comprimento da cabeça), robusta na base e estreitando em direção ao ápice (Figs. 17.20-22). Brânquias geralmente em arranjo dorsal (Fig. 17.12) **7**

7(6). Tíbia e tarso anteriores fundidos (Fig. 17.24). Tíbia posterior com ápice interno arredondado (Fig. 17.25) .... **4. Polymitarcyidae**

— Tíbia e tarso anteriores não fundidos (Fig. 17.26). Tíbia posterior com ápice interno projetado em forma de espinho (Fig. 17.27) ..... **3. Ephemeridae**

8(6). Tufos branquiais associados ventralmente à cabeça. Fêmur e tíbia anteriores com dupla fileira de cerdas longas em suas margens internas (Fig. 17.28) ..... **10. Oligoneuriidae**

— Cabeça sem tufos branquiais. Fêmur e tíbia anteriores sem fileira de cerdas longas nas margens internas (Fig. 17.29) . **9**

9(8). Brânquias de formato variado, mas sempre compostas de duas lamelas, uma dorsal e outra ventral (Figs. 17.31-32); cabeça geralmente prognata; ramos laterais da sutura epicranial localizados sobre os ocelos laterais (Fig. 17.30) .... **1. Leptophlebiidae**

— Brânquias geralmente ovaladas e com apenas uma lamela (Fig. 17.33), às vezes com dobras; cabeça hipognata; ramos laterais da sutura epicranial localizados abaixo dos ocelos laterais (Fig. 17.34) ..... **9. Baetidae**

ADULTOS

1. Asas anteriores com poucas veias longitudinais (Fig. 17.35) ..... **10. Oligoneuriidae**
— Asas anteriores com muitas veias longitudinais (Figs. 17.36-45) **2**

2(1). Bases das veias MP_2 e CuA da asa anterior muito divergentes (Fig. 17.36). Asa anterior triangular, com margem cúbito-anal bem desenvolvida (maior que a metade da margem externa). Asa posterior relativamente grande, aproximadamente ¼ da asa anterior (Figs. 17.36-38) **3**
— Bases das veias MP_2 e CuA da asa anterior não divergentes. Asa anterior ovalada a subtriangular, com margem cúbito-anal pouco desenvolvida (menor que a metade da margem externa ou quase indistinta). Asa posterior relativamente pequena, menor que 1/10 da asa anterior, ou mesmo ausente (Figs. 17.39-45) **5**

3(2). Pernas média e posterior atrofiadas, não funcionais (Figs. 17.46- 47) ..... **4. Polymitarcyidae**
— Pernas média e posterior bem desenvolvidas, funcionais (Fig. 17.48) **4**

4(3). Filamento mediano tão desenvolvido quanto os cercos (Fig. 17.49). Asa anterior com muitas veias transversais e com numerosas veias sinuosas na área cúbito-anal (Fig. 17.36).... ..... **2. Euthyplociidae**
— Filamento mediano reduzido (Fig. 17.50). Asa anterior com relativamente poucas veias transversais e sem veias sinuosas na área cúbito-anal (Fig. 17.37) ..... **3. Ephemeridae**

5(2). Veias intercalares curtas e soltas entre as principais veias longitudinais da asa anterior (Figs. 17.39-40) **6**
— Asa anterior sem veias intercalares (Figs. 17.41-45) **7**

6(5). Duas ou três veias intercalares entre cada veia longitudinal principal. Asa posterior relativamente grande, com elevado número de veias (Fig. 17.39). Filamento mediano tão desenvolvido quanto os cercos (como na Fig. 17.49) .... **7. Melanemerellidae**
— Uma ou duas veias intercalares entre cada veia longitudinal principal. Asa posterior, quando presente, relativamente pequena e com número reduzido de veias (Fig. 17.40). Filamento mediano reduzido (como na Fig. 17.50) .... **9. Baetidae**

7(5). Asa posterior geralmente presente, com projeção costal pouco desenvolvida (Fig. 17.41); se asa posterior ausente, então asa anterior com veias transversais se conectando à margem externa da asa (Fig. 17.42) .... **1. Leptophlebiidae**
— Asa posterior ausente; se presente, então com projeção costal bem desenvolvida (quase tão longa quanto a própria asa posterior) e veias transversais afastadas da margem externa da asa anterior (Fig. 17.43) **8**

8(7). Omação presente no mesotórax (Fig. 17.51) .... **5. Caenidae**
— Omação ausente (Fig. 17.52) **9**

9(8). Olhos compostos dos machos muito desenvolvidos, com as margens internas afastadas por toda a extensão da cabeça (Fig. 17.53). Veias intercalares cubitais da asa anterior ausentes (Fig. 17.44). Fórceps com segmentação praticamente indistinta (Fig. 17.56) ..... **8. Coryphoridae**
— Olhos compostos dos machos geralmente similares aos das fêmeas, normais (Fig. 17.55); se muito desenvolvidos, então quase se tocando medianamente (Fig. 17.54). Veias intercalares cubitais da asa anterior presentes, geralmente duas (Fig. 17.43). Fórceps com segmentação distinta (Fig. 17.57) ..... **6. Leptohyphidae**

Para a determinação dos gêneros, tanto de adultos quanto de ninfas, a referência mais geral é a chave de Domínguez *et al.* (2001). Chaves mais específicas estão citadas abaixo.

1. Leptophlebiidae (Fig. 17.1). Grupo grande, diversificado e amplamente distribuído, representado no Brasil por 21 gêneros e 49 espécies descritos. Ocorre em grande variedade de hábitats lóticos, com maior diversidade em ambientes ritrais de pequeno a médio porte.

2. Euthyplociidae. Representada no Brasil por dois gêneros, *Campylocia* Needham & Murphy (amplamente distribuído) e *Euthyplocia* Eaton (Rio Grande do Sul). Ocorre principalmente em ambientes ritrais, em trechos mais abrigados da correnteza.

3. Ephemeridae. Representada no Brasil por uma espécie, *Hexagenia albivitta* (Walker), com registros para a Amazônia, no sul e no sudeste do Brasil. Ocorre em ambientes lênticos e nas áreas de menor correnteza de grandes rios.

4. Polymitarcyidae (Fig. 17.59). Grupo amplamente distribuído pelo Brasil, representado pelos gêneros *Asthenopus* Eaton, com duas espécies, *Campsurus* Eaton, com 23 espécies, e *Tortopus* Needham & Murphy, com uma espécie. Ocorre principalmente em áreas mais abrigadas da correnteza de rios de médio a grande porte, bem como em ambientes lênticos.

5. Caenidae. Representada no Brasil por 17 espécies, distribuídas pelos gêneros *Brasilocaenis* Puthz (Amazônia e Centro-Oeste), *Caenis* Stephens (amplamente distribuído) e *Cercobrachys* Soldán (Amazônia). Ocorre em ambientes lênticos e na seção potamal de rios de médio a grande porte.

6. Leptohyphidae. Representada no Brasil por sete gêneros e 24 espécies descritos, com ampla distribuição no território nacional, com maior diversidade em ambientes potamais. Dias *et al.* (2006) propuseram uma chave de identificação para as ninfas dos gêneros de Ephemerelloidea (Coryphoridae, Leptohyphidae e Melanemerellidae) registrados para o Brasil.

7. Melanemerellidae (Fig. 17.58). Grupamento proposto para uma espécie, *Melanemerella brasiliana* Ulmer, que ocorre exclusivamente no sudeste do Brasil.

8. Coryphoridae. Grupamento proposto para uma espécie, *Coryphorus aquilus* Peters, de distribuição amazônica.

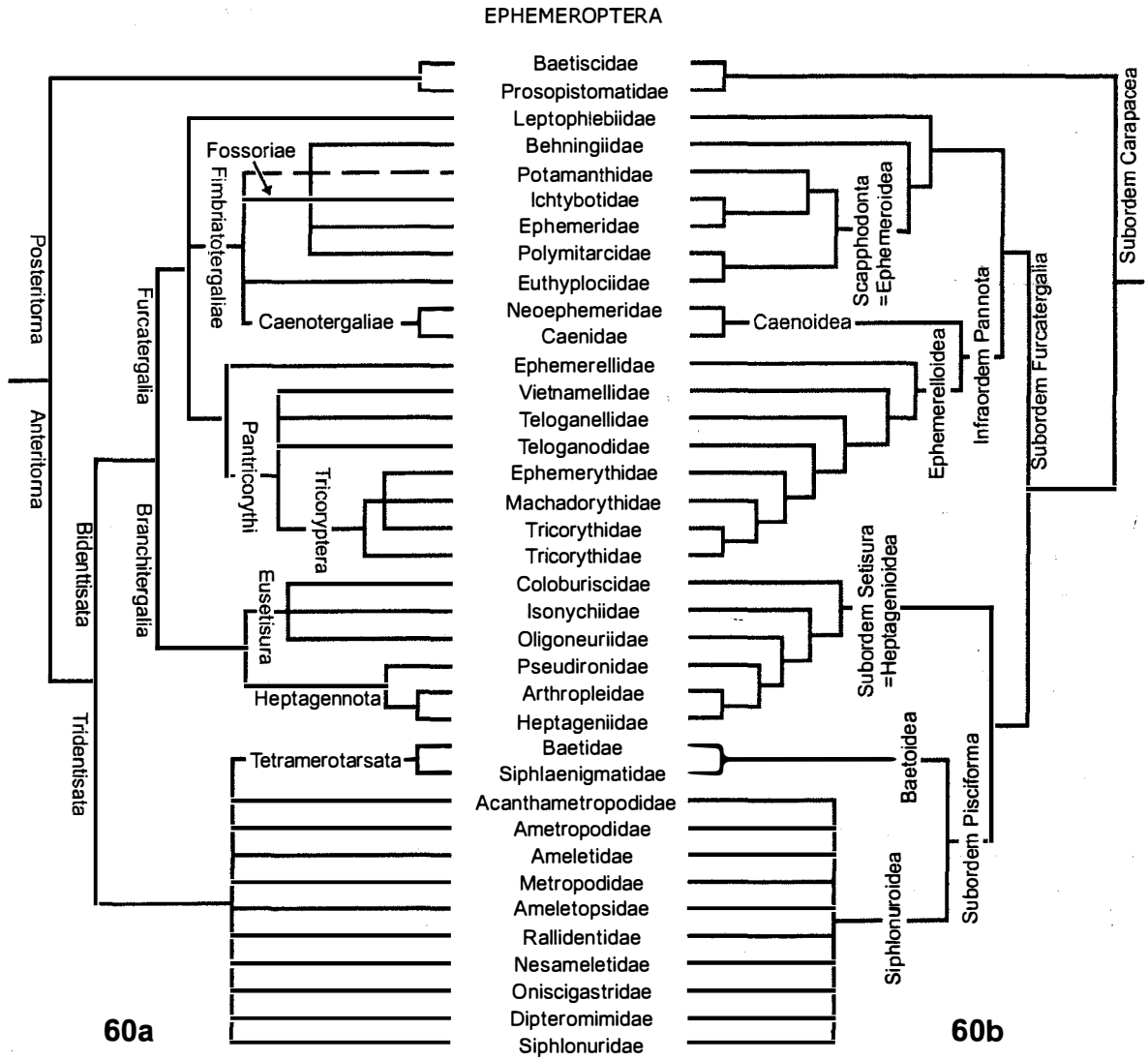


Figura 17.60. Relações de afinidades entre as famílias de Ephemeroptera. **A**, segundo Kluge (2004); **B**, segundo McCafferty (1991), com modificações. Fonte: Ogden & Whiting (2005).

9. Baetidae. Grupo numeroso, diversificado e amplamente distribuído, representado no Brasil por 19 gêneros e 58 espécies descritos. Ocorre em grande variedade de hábitats dulciaquícolas, com maior diversidade em ambientes lóticos de médio a grande porte. O gênero *Callibaetis* Eaton, um dos mais diversos da família, é adaptado à colonização de ambientes lênticos. Salles *et al.* (2004a) propuseram uma chave de identificação para os gêneros da Região Sudeste do Brasil, no estágio ninfal.

10. Oligoneuriidae. Representada no Brasil por seis gêneros e oito espécies, bem distribuídos no territórie nacional, ocorrendo em ambientes lóticos.

Agradecimentos. Aos colegas C.R. Lugo-Ortiz, C. Molineri, C.N. Francischetti, C.G. Froehlich, C.M. Polegatto, E. Domínguez, J.L. Nessimian, L.G. Dias, M.J.N. Lopes, M.D. Hubbard, N. Hamada e S.M. Pereira, que muito contribuem para o estudo da ordem no Brasil. Ao CNPq, pela concessão de bolsa de produtividade em pesquisa a Elidiomar Ribeiro da Silva.

Referências bibliográficas

Burks, B.D. 1975. **The mayflies, or Ephemeroptera, of Illinois**. Los Angeles, Entomological Reprint Specialists, 216 p.

Demoulin, G. 1955. Une mission biologique belge au Brésil. Éphéméroptères. **Bulletin de l'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique 31**(20): 1-32.

Dias, L.G. ; F.F. Salles ; C.N. Francischetti & P.S.F. Ferreira 2006. Key to the genera of Ephemerelloidea (Insecta: Ephemeroptera) from Brazil. **Biota Neotropica 6**(1): 1-6.

Domínguez, E.; M.D. Hubbard; M.L. Pescador & C. Molineri 2001. Ephemeroptera, p. 17-53. *In*: H.R. Fernández & E. Domínguez (eds.). **Guía para la determinación de los artrópodos bentônicos sudamericanos**. Tucumán, Universidad Nacional de Tucumán, 282 p.

Domínguez, E.; M.D. Hubbard; M.L. Pescador, C. Molineri & C. Nieto 2004. **The mayflies of South America – check list of South American species** (edition date 16 June 2004). URL <http://www.famu.org/mayfly/sa_intro.php>. Acesso: 27 ago/2007.

Edmunds Jr., G.F.; 1984. Ephemeroptera, p. 94-125. *In*: R.W. Merritt & K.W. Cummins (eds.). **An Introduction to the aquatic insects of North America**, 2nd edition. Dubuque, Kendall/ Hunt, 648 p.

Edmunds Jr., G.F.; S.L. Jensen & L. Berner 1976. **The mayflies of North and Central America**. Minneapolis, University of Minnesota Press, x+338 p.

Ephemeroptera do Brasil, s.d. <http://ephemeroptera.br.googlepages.com/home>. Acesso: 05/set/2007.

Froehlich, C.G. 1969. *Caenis cuniana* sp. n., a parthenogenetic mayfly. **Beiträge zur Neotropischen Fauna 6**:103-108.

Hubbard, M.D. 1982. Catálogo abreviado de Ephemeroptera da América do Sul. **Papéis Avulsos de Zoologia 34**(24): 257-282.

Koss, R.W. & G.F. Edmunds Jr. 1974. Ephemeroptera eggs and their contribution to the phylogenetic studies of the order. **Zoological Journal of the Linnean Society 55**: 267-349.

Kluge, N. 2004. The Phylogenetic System of Ephemeroptera. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 442 p.

Mayfly Central, s.d. < http://www.entm.purdue.edu/Entomology/research/mayfly/ mayfly.html>, acesso: 27/ago/2007.

McCafferty, W.P. 1990. Insects from the Santana Formation, Lower Cretaceus, of Brazil: Ephemeroptera. **Bulletin of the American Museum of Natural History 195**: 20-50.

McCafferty, W.P. 1991. Toward a phylogenetic classification of the Ephemeroptera (Insecta): a commentary on systematics. **Annals of the Entomological Society of America 84**(4): 343-360.

McCafferty, W.P. & G.F. Edmunds Jr. 1979. The higher classification of the Ephemeroptera and its evolutionary basis. **Annals of the Entomological Society of America 72**(1): 5-12.

Merritt, R.W.; V.H. Resh & K.W. Cummins 1996. Design of aquatic insects studies: collecting, sampling and rearing procedures, p. 12-28. *In*: R.W. Merritt & K.W. Cummins (eds.). **An introduction to the aquatic insects of North America**, 3rd edition. Dubuque, Kendall/Hunt, 862 p.

Needham, J.G. & H.E. Murphy 1924. Neotropical mayflies. **Bulletin of the Lloyd Library** 24, **Entomological Series** 4: 1-79.

Needham, J.G.; J.R. Traver & Y.C. Hsu 1935. **The biology of mayflies, with a systematic account of North American species**. Ithaca, Comstock, xvi+759 p.

Ogden, T.H. & M.F. Whiting 2005. Phylogeny of Ephemeroptera (mayflies) based on molecular evidence. **Molecular Phylogenetics and Evolution 37**: 625–643.

Pereira, S.M. & E.R. da-Silva 1991. Descrição de uma nova espécie de *Campsurus* Eaton, 1868 do sudeste do Brasil, com notas biológicas (Ephemeroptera: Polymitarcyidae: Campsurinae). **Revista Brasileira de Biologia 51**(2): 321-326.

Salles, F.F. & C.R. Lugo-Ortiz 2002. Primeiro registro do gênero ***Harpagobaetis*** Mol (Ephemeroptera: Baetidae) para o Brasil. **Lundiana 3**(2): 155.

Salles, F.F.; E.R. Da-Silva; J.E. Serrão & C.N. Francischetti 2004a. Baetidae (Ephemeroptera) na região sudeste do Brasil: novos registros e chave para os gêneros no estágio ninfal. **Neotropical Entomology 33**: 725-735.

Salles, F.F.; E.R. Da-Silva; M.D. Hubbard & J.E. Serrão 2004b. As espécies de Ephemeroptera (Insecta) registradas para o Brasil. **Biota Neotropica 4**(2): 1-34.

Soldán, T. 1987. Adaptation of the subimaginal life span of *Cloeon* Ephemeroptera, Baetidae in the arid areas of North Africa and the Canary Islands. **Acta Entomologica Bohemoslovaca 84**: 62-65.

Taylor, R.L. & A.G. Richards 1963. The subimaginal cuticle of the mayfly *Callibaetis* sp. (Ephemeroptera). **Annals of the Entomological Society of America 56**: 418-426.

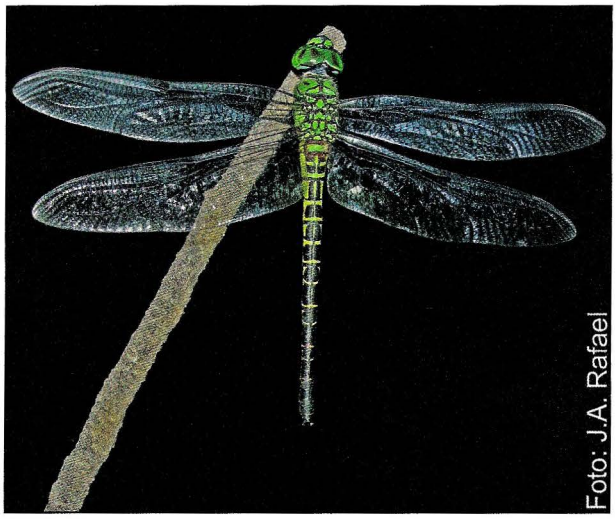
Traver, J.R. 1944. Notes on Brazilian mayflies. **Boletim do Museu Nacional, Nova Série, Zoologia 22**: 2-53.

Capítulo 18

ODONATA

Janira M. Costa
Tatiana C. Santos
Barbara B. Oldrini

Calopterygidae: *Zenithoptera lanei*



Aeshnidae: *Rhionaeschna sp.*

Calopterygidae: *Haeterina rosea*

Pseudostigmatidae: *Microstigma anomalum*

ODONATA Fabricius, 1792

Janira M. Costa
Tatiana C. Santos
Barbara B. Oldrini

Odonata: Do grego *odon* = dente. Refere-se aos dentes fortes e robustos presentes nas mandíbulas dos adultos, caracterizando o hábito predatório desses insetos.

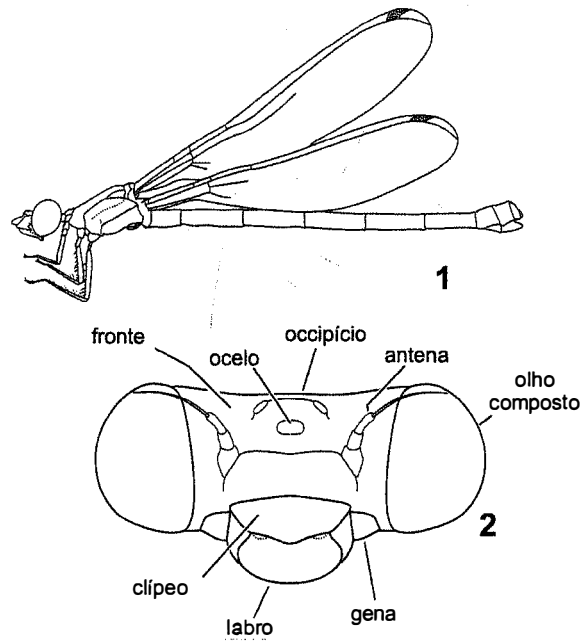
Diagnose. Hemimetábolos, anfibióticos. Ninfas aquáticas e adultos terrestres. Cabeça móvel com olhos grandes, facetados, salientes. Peças bucais mastigadoras, mandíbulas robustas. Tórax forte, com pernas dirigidas para frente. Dois pares de asas hialinas, retangulares e longas. Abdômen longo e fino, às vezes muito fino, com órgãos copuladores masculinos na parte anterior ventral dos segmentos II e III. Comprimento de 15 a 175 mm de comprimento em alguns Coenagrionidae e alguns Pseudostigmatidae, respectivamente. Possuem diversos padrões de coloração de origem óptica: púrpura, verde pálido e as cores metálicas e/ou pigmentar: amarelo, azul, verde e vermelho. Ninfas (náiades) aquáticas.

Introdução. Os odonatos são insetos comuns e muito conhecidos, recebendo, por essa razão, diferentes nomes comuns, como lavadeira, lava-bunda, libélula, jacinta, cavalo-de-judeu, cavalinho-do-diabo, zigue-zague e cigarrinha. É uma ordem cosmopolita. O número de espécies conhecidas no mundo é de pouco mais de 5.400, sendo quase 2.600 pertencentes à subordem Zygoptera e mais de 2.800 à subordem Anisoptera (Davies & Tobin 1984, 1985). Estima-se que o número real de espécies existentes deva ser de aproximadamente 10 mil espécies, uma vez que 95% da fauna da Europa não é conhecida, um percentual que é ainda maior na região Neártica. No Brasil, são 828 espécies, distribuídas em 14 famílias e 140 gêneros. A velocidade de descrição de espécies nas últimas décadas mostrou que esse número deve ser substancialmente maior em razão da grande diversidade da odonatofauna nas regiões tropicais. Acreditamos que o número de espécies no Brasil deva atingir cerca de 1.500.

Os adultos (Figs. 18.1, 3, 23, 28-30) são predadores que capturam suas presas em pleno voo, utilizando as pernas anteriores. São encontrados próximos a corpos d'água. A cópula é *sui generis* (Fig. 18.23), sem paralelo no reino animal. O macho segura a fêmea pela cabeça ou protórax, usando os apêndices anais como pinça; a fêmea dobra o abdômen ventralmente para frente e ajusta o orifício genital no segmento II do abdômen do macho, onde se encontra o aparelho copulador. Em casos cronometrados, a cópula durou 25 minutos. Embora possa voar em cópula, o casal permanece pousado a maior parte do tempo.

Os representantes mais antigos são conhecidos do Carbonífero médio (350 m.a.) e pertencem aos Odonatoidea. Seus representantes fósseis possuem teca alar na região protorácica e um complexo alar que lhes permitia voar. Os Odonatoidea basais alcançaram o Permiano e ocuparam toda a Pangea. Nessa etapa da evolução, havia espécies com asas de base larga (Protodonata e Protoanisoptera) e com asas pecioladas (Protozygoptera). Desapareceram no Permiano (70 m.a.).

Lista das espécies descritas para as Américas do Norte, Central e do Sul podem ser obtidas na Internet em Garrison (2009a). Lista das espécies com ocorrência no Estado de São Paulo, em Costa *et al.* (2000).



Figuras 18.1-2. Subordem Zygoptera. **1**, hábito do adulto, vl; **2**, cabeça, vf.

Morfologia (adultos). Cabeça (Figs. 18.1-4, 8) forte e esclerosada, escavada posteriormente, com a inserção do pescoço. Olhos compostos laterais, muito desenvolvidos, sendo um caráter marcante para a separação das duas subordens: em Zygoptera (Fig. 18.2), são separados; em Anisoptera, são unidos, com uma linha mediana de contato entre os dois, maiores que em Zygoptera, ocupando quase todo o tamanho da cabeça. O epicrânio constitui a maior parte da cabeça, limitado lateralmente pelas cavidades orbitais, posteriormente pelo occipício (Fig. 18.2) e dorsalmente pelo vértice triangular, com três ocelos (Fig. 18.4). A sutura frontal separa o vértice do epicrânio e a área anterior a ela denomina-se fronte. Antena (Fig. 18.2) curta, com 4-7 artículos e função sensorial pouco desenvolvida. Clípeo, abaixo da fronte, dividido em pós-clípeo, superior, e anteclípeo, inferior (Fig. 18.4). Labro (Figs. 18.2, 4) abaixo do clípeo e pouco mais estreito. Mandíbula (Fig. 18.5) forte, com dentes cortantes divididos em dois grupos: distal, com três dentes incisivos, e basal, com número variável de dentículos. Maxila (Fig. 18.6) mais fraca que a mandíbula, formada pelo cardo e estipe, o último com lobo externo ou palpo, com função tátil e lobo interno, gálea e lacínia com função tátil e preênsil. Lábio (Fig. 18.7) possui internamente a hipofaringe, onde se abrem os dutos das glândulas salivares.

Tórax (Figs. 18.9, 15) muito especializado, com protórax reduzido e meso e metatórax fortes e fundidos, formando o pterotórax. Asas bem desenvolvidas (Figs. 18.10-11, 21-22). Cada asa com uma membrana quitinosa, geralmente hialina, formada de duas camadas intimamente fundidas e fortalecidas pelo conjunto de veias— de grande importância na sistemática do grupo (Tab. 18.1). Na subordem Zygoptera, a célula discoidal de ambas as asas é subquadrangular, não dividida, denominada quadrângulo (Figs. 18.10-11). Na subordem Anisoptera, a célula discoidal da asa anterior é dividida pelo tronco de veia média (M) em supratriângulo, triângulo e subtriângulo (Fig. 18.21). Pernas fortes, embora pequenas, dirigidas para frente, adaptadas para a captura de presas, insetos.

Abdômen com 12 segmentos, os dois últimos vestigiais, não considerados na prática taxonômica. Machos com apêndices anais superiores e inferiores, denominados cercos e paraproctos, com função de segurar a fêmea na hora da cópula. Esses apêndices diferem consideravelmente entre as duas subordens (Figs. 18.12, 18). A genitália acessória do macho (Fig. 18.19), constituída pelos órgãos copuladores masculinos, situados na parte ventral do abdômen, ocupa os segmentos II e III; consiste em duas partes: hâmulo e armação, a última formada pelo lobo genital ou lobo lateral, lâmina anterior e órgão copulador (lígula genital ou pênis) (Figs. 18.13, 20), com dois, três ou quatro segmentos: anterior (1°), médio (2°), posteriores (3° e 4°) e flagelo. Nas fêmeas da subordem Zygoptera, o ovipositor é formado por três pares de valvas situadas na face ventral do segmento VIII (Fig. 18.14).

Imaturos. Os ovos variam de 0,3 a 1,0 mm de comprimento, por 0,1 até 0,4 mm de diâmetro, de forma variada: cilíndrica, ovalada e alongada.

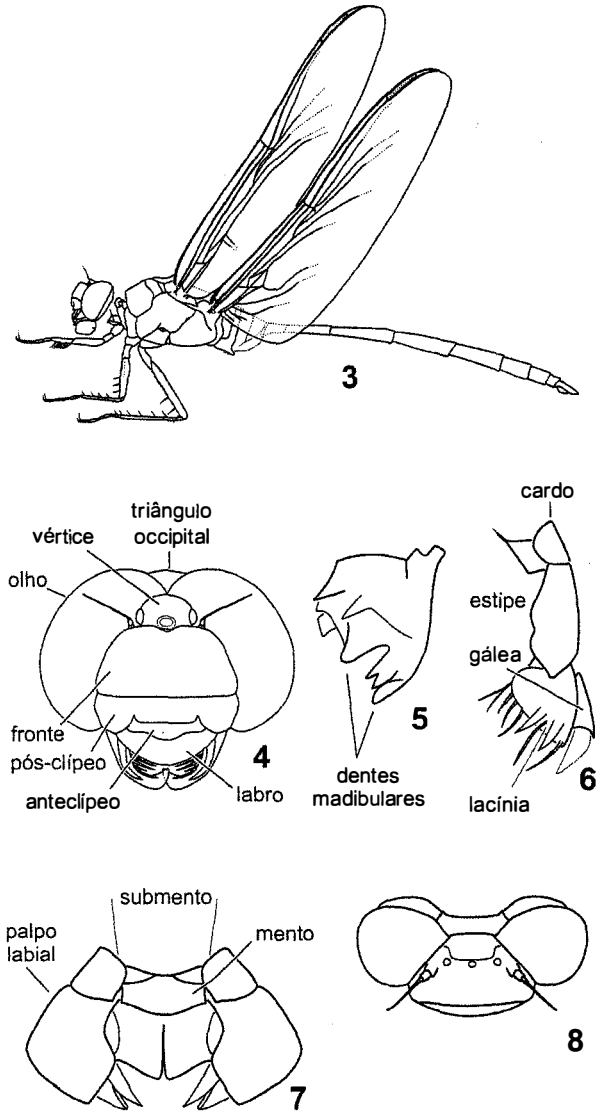
A eclosão geralmente ocorre entre sete a dez dias nos climas tropicais e subtropicais, podendo hibernar nas regiões muito frias. As ninfas (Figs. 18.25-26) são aquáticas (náiades) e predadoras. Alimentam-se de larvas e ninfas de outros insetos e de pequenos invertebrados. Têm aparelho bucal especializado, com o lábio (Fig. 18.27) em forma de máscara, dobrado sob a cabeça, com peças móveis distais que atuam como pinça para captura das presas. As ninfas são agrupadas em três categorias: (1) errantes, que vivem agarradas em raízes de plantas submersas, por meio das quais são transportadas de um lugar para outro; (2) rastejantes, que vivem no fundo, sobre ou sob pedras do leito de rios, riachos, lagos, lagoas, igarapés etc.;

Tabela 18.1. Terminologias usadas para a venação de Odonata. O asterisco indica a terminologia usada neste capítulo.

Nome da veia	Comstock & Needham (1898-1899)	Tillyard & Fraser (1938)	Carle (1982)	*Riek & Kukalová-Peck (1984)
Costal	C	C	CA	C (PC+CA+ CP+ScA)
Subcostal	Sc	Sc	CP	ScP
Setor radial	M_{1-3}	Rs	-	RP
Setor suplementar radial	Rspl	Rspl	Rspl	Rspl
Setor suplementar medial	Mspl	Mspl	Mspl	Mspl
Médio-medial (Tronco radial)	R+M	R+M	-	MA+RP
Radial anterior	R_1	R_1	RA	RA
Radial posterior (1° ramo)	M1	R_2	RP_1	RP_1
Radial posterior (2° ramo)	M2	R_3	RP_2	RP_2
Radial posterior (3° ramo)	M3	R_4	MP	RP_{3-4}
1ª intercalar (suplementar R_2)	$M1_a$	IR_2	-	IR_1
2ª intercalar (suplementar R_3)	Rs	IR_3	MA	IR_2
Medial anterior	M_4	MA	CuA	MA
Medial posterior (Medial posterior)	Cu_1	CuP	CuP	MP
Cubital anterior	Cu_2	IA	A1	CuA
Anal anterior e posterior	A1-A3	A	A2/A3	AA/AP
Cubital	-	-	-	Cu (CuA+ CuP)

e (3) fossoriais, que vivem enterradas no substrato. Habitam tanto águas lóticas (Calopterygidae, Megapodagrionidae, Polythoridae alguns Coenagrionidae, muitos Gomphidae e alguns Libellulidae), quanto águas lênticas (maioria dos Libellulidae, Coenagrionidae, Aeshnidae, muitos Gomphidae).

São exclusivamente predadoras, podendo dominar indivíduos maiores. Exercem o canibalismo, especialmente quando o alimento se torna escasso. Ao longo do desenvolvimento, passam por três variedades de dietas: 1) protozoários (ciliados), pequenos crustáceos (Ostracoda, Cladocera) e nematódeos; 2) larvas de insetos como Diptera (Culicidae, Chironomidae), Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera e até mesmo de Odonata e; 3) alevinos e pequenos girinos. Respiram através do tegumento e por traqueobrânquias externas (Zygoptera) ou por traqueobrânquias internas, retais (Anisoptera). Locomoção ambulatória e também a jato (Anisoptera). As espécies pequenas e de porte médio realizam cinco a seis mudas, e as de porte grande, 11-13 mudas, com nítida diapausa nos dias que antecedem a última muda. As ninfas duram de três até 12 meses em áreas tropicais e nas regiões setentrionais, até cinco anos. Saem da água para se transformarem em adultos.



Figuras 18.3-8. Subordem Anisoptera. **3**, hábito do adulto, vl; **4**, cabeça, vf; **5-7**, peças bucais de Libellulidae; **5**, mandíbula; **6**, maxila; **7**, lábio; **8**, cabeça de Gomphidae, vd.

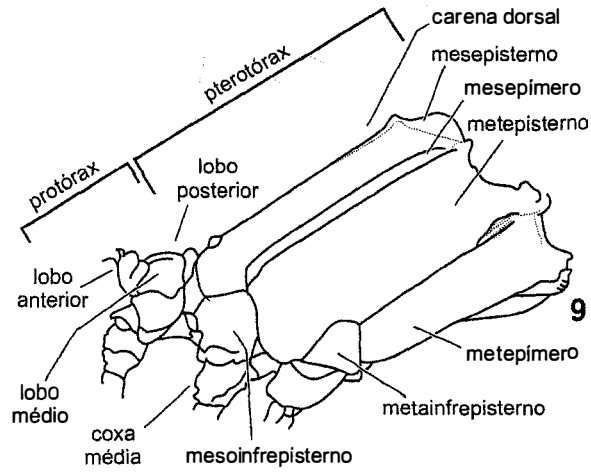
Biologia. As fêmeas que possuem ovipositor colocam os ovos dentro dos talos das plantas aquáticas ou detritos vegetais submersos (postura endofítica) (Fig. 18.24) ou os colocam lançando diretamente na água (postura exofítica). A fêmea faz a postura sozinha ou acompanhada do macho, que continua com os apêndices anais presos a ela. O número de ovos varia de dezenas até milhares. Em observações de campo, foi possível contar 500 ovos em uma postura de *Telebasis filiola* (Perty) e 520 de *Ischnura capreolus* (Hagen) (Coenagrionidae).

Os adultos, logo que nascem, procuram abrigo e alimentação na vegetação das proximidades. Suas necessidades alimentares são apenas de manutenção, alimentando-se muito menos que as ninfas. Em autópsias realizadas em vários indivíduos de *Pantala flavescens* (Fabricius) (Libellulidae), em sua fase migratória, encontramos o tubo digestivo vazio. A maioria é heliófila, saindo dos esconderijos logo que os raios de sol iluminam as águas e escondem-se, novamente, ao anoitecer ou quando o céu é encoberto ou chove. Alguns grupos de Aeshnidae são fundamentalmente vespertinos. Alguns gêneros de Coenagrionidae e Protoneuridae vivem nas zonas ombrófilas das matas, criando-se nas águas paradas interiores.

O período de maior densidade de adultos é no verão ou durante as cheias e, de menor densidade ou ausência total, no inverno ou durante as secas. Algumas espécies procriam o ano inteiro no mesmo local em condições adequadas, mas sempre com queda de frequência populacional. Algumas espécies exibem territorialismo com os machos atacando outros da própria espécie e vigiam a fêmea durante a postura.

De um modo geral, as libélulas pousam com o corpo na horizontal (Figs. 18.24, 28-30) e as asas estendidas para os lados (Anisoptera) ou dobradas para cima do corpo (Zygoptera). Excepcionalmente, os representantes de *Zenithoptera* Selys, um Anisoptera (Libellulidae) pousam com as asas dobradas para cima. Aeshnidae pousam de asas abertas, mas com o corpo na vertical. *Hetaerina* Hagen e *Mnesarete* Cowley (Calopterygidae) tendem a pousar de modo que ficam oblíquas em relação ao solo.

Os adultos são eminentemente voadores, alternando períodos de voo e pouso. Algumas espécies de grande porte atingem



Figuras 18.9. Subordem Zygoptera, tórax, vl.

até cerca de 60 km/h, como *Rhionaeschna* Föerster (Aeshnidae). Algumas que vivem no interior da mata, como *Telagrion macilentum* (Rambur), *T. longum* Selys (Coenagrionidae) e *Phasmoneura* Williamson (Protoneuridae), voam languidamente, a cerca de 1 km/h. Voam em qualquer direção, desviam-se rapidamente em qualquer sentido e pairam sem sair do lugar, inclusive podendo recuar. Nas espécies com asas mais desenvolvidas, a velocidade não é propriamente a característica mais notável, mas a planação; essas espécies voam por longo tempo em círculos, a alturas variáveis, de 1 a 20 metros e até mais. O cosmopolitismo de *Pantala flavescens* (Fabricius) (Libellulidae) pode ser atribuído à capacidade de se manterem no ar por várias horas.

Mostram dimorfismo sexual evidente. Como visto, os machos têm genitália nos segmentos abdominais II e III, e as fêmeas, no segmento VIII. Em algumas espécies, o dimorfismo se dá também pela coloração das asas, como em *Erythrodiplax umbrata* (Libellulidae) (Fig. 18.29), cujo macho possui faixa negra nas asas, ausente na fêmea. Em *Mnesarete pudica* (Hagen) (Calopterygidae), o macho possui asas cor de sangue e a fêmea é uniformemente marrom-clara. Em *Perithemis mooma* Kirby (Libellulidae), o macho tem asas amarelo-ouro uniforme e a fêmea, máculas marrons ou marrom-amareladas.

Classificação. Embora a sistemática de Odonata tenha alcançado um nível de conhecimento considerável, a classificação em subordens e famílias ainda é controversa. A ordem Odonata tem três subordens: Anisoptera, Zygoptera e Anisozygoptera (Tillyard & Fraser 1938). Essa divisão foi mantida por Fraser (1957) e é adotada pela maioria dos odonatólogos. Na classificação apresentada abaixo, são listadas as subordens, superfamílias e famílias seguindo os catálogos sistemáticos de Davies & Tobin (1984, 1985), Bridges (1994) e Steinmann (1997), sem nenhum enfoque filogenético, e os Guias de Identificação de Lencioni (2005, 2006). Garrison *et al.* (2006) não consideraram o status de superfamílias para os Anisoptera.

Entre parênteses, está o número de espécies conhecidas para o Brasil; famílias sem indicação estão ausentes na fauna brasileira. Táxons com asterisco (*) não estão incluídos no cladograma representado na Fig. 18.49.

Subordem Zygoptera

Calopterygoidea

1. Amphipterygidae (1)
2. Calopterygidae (38)
   Chlorocyphidae
3. Dicteriadidae (2)
   Diphlebiidae *
   Euphaeidae
4. Polythoridae (12)

Lestoidea

   Chlorolestidae *
5. Lestidae (16)
   Lestoideidae *
6. Megapodagrionidae (27) *
7. Perilestidae (11) *
   Pseudolestidae *
   Synlestidae *

Hemiphlebioidea *

   Hemiphlebiidae

Coenagrionoidea *

8. Coenagrionidae (210)
   Isostictidae *
   Platicnemididae *
   Platystictidae *
9. Protoneuridae (59) *
10. Pseudostigmatidae (13)

Subordem Anisozygoptera

   Epiophlebiidae

Subordem Anisoptera

Aeshnoidea

11. Aeshnidae (59)
    Astropetaliidae *
12. Gomphidae (112)
    Neopetaliidae
    Petaluridae

Cordulegastroidea *

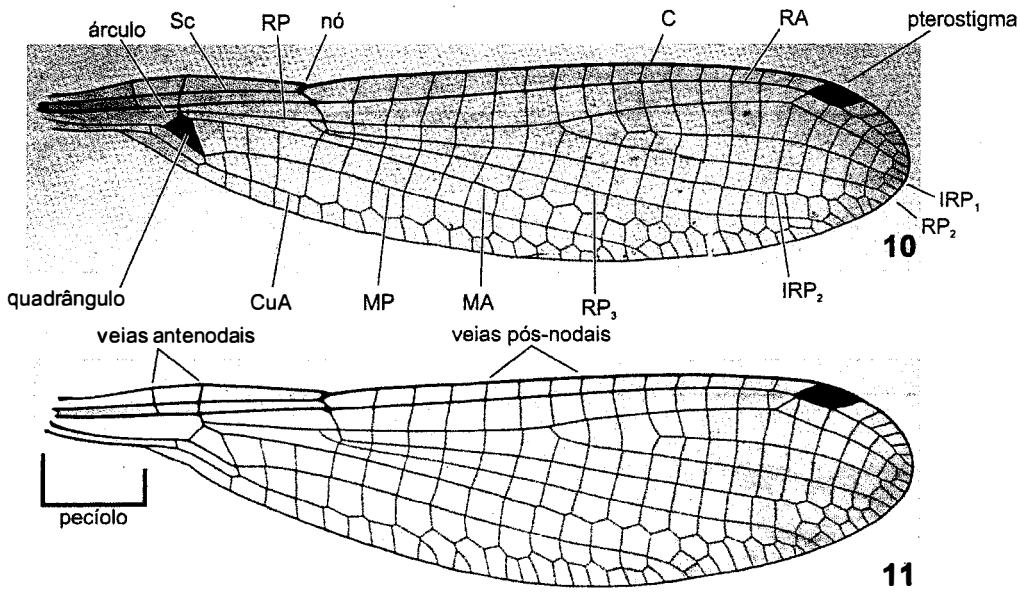
   Cordulegastridae

Libelluloidea

13. Corduliidae (35) *
    Libellulidae (233)

Relações filogenéticas. As afinidades entre as superfamílias/famílias de Odonata não estão bem definidas, principalmente entre as famílias de Zygoptera. As principais propostas são as de Carle (1982) (Fig. 18.49) e Rehn (2003) (Fig. 18.50), a última mais completa, sintetizada no nível de superfamílias por Grimaldi & Engel (2005).

A proposta de Rehn (2003) está baseada em estudo detalhado da morfologia do exoesqueleto, venação e caracteres de imaturos. Nove sinapomorfias definem a ordem como monofilética. A monofilia dos Zygoptera foi sustentada com base em seis sinapomorfias e, a dos Anisoptera, com base



Figuras 18.10-11. Subordem Zygoptera, asas. **10**, asa anterior de *Argia* sp. (Coenagrionidae); **12**, asa posterior, idem.

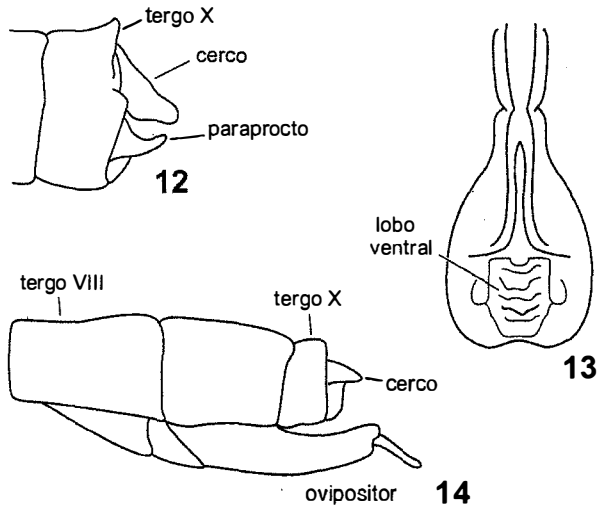
em nove. Para os Zygoptera, a análise indica Platystictidae como a mais basal e, para os Anisoptera, Epiophlebiidae. Considerou a família Tarsophlebiidae (fóssil) como irmã dos Odonata recentes. O cladograma apresentado por Rehn é complexo e extenso, abordando a afinidade entre os gêneros (Rehn 2003). Grimaldi & Engel (2005) restringiram esse cladograma até o nível de superfamília, tornando-o mais simples, porém divergindo das classificações atualmente adotadas (Fig. 18.50).

Ainda há discordâncias entre os autores e são necessários outros estudos para entender melhor as afinidades entre os táxons. Diphlebiidae não consta no cladograma da Fig. 18.49 por ter sido criada mais recentemente por Davis & Tobin (1984).

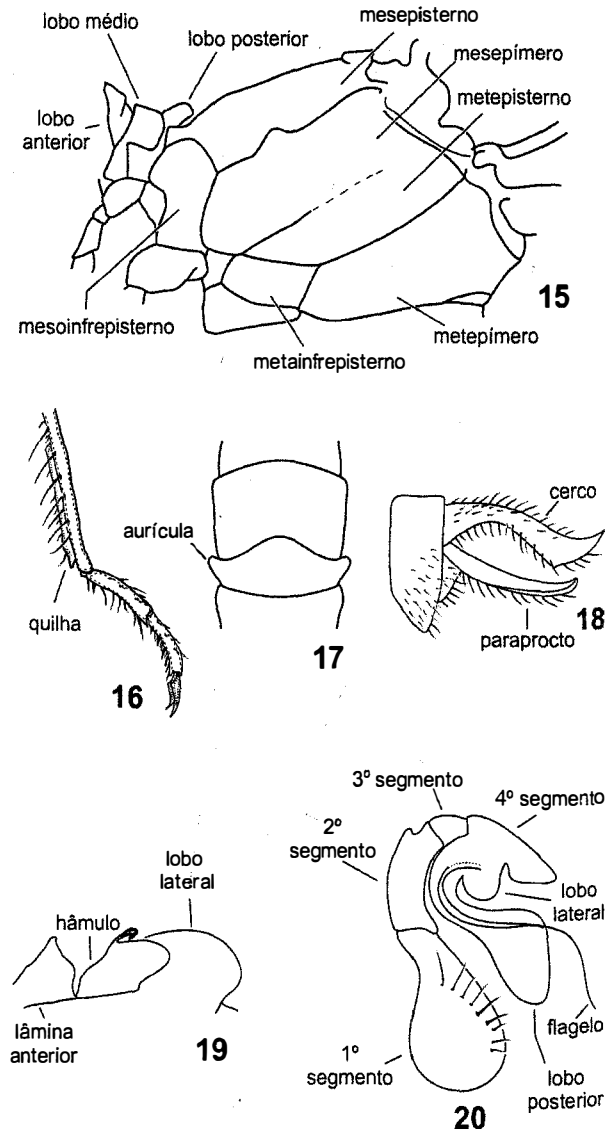
Importância. Os odonatos são predadores eficientes de insetos. São considerados benéficos por se alimentarem de insetos transmissores de doenças, como os Culicidae (Diptera) *Aedes* L. e *Anopheles* Meigen, que transmitem agentes patogênicos causadores da dengue e da malária, respectivamente. Os imaturos são importantes na cadeia alimentar porque servem de alimento para alguns vertebrados, como peixes e anfíbios; os adultos servem de alimento para répteis e aves. São inofensivos ao homem, mas em alguns países do oriente (Ásia) são hospedeiros de metacercárias de platelmintos e trematódeos, que podem provocar infecção ao homem através da ingestão da carne crua de peixe, que predam ninfas de libélulas.

São bons indicadores biológicos do meio onde vivem. As ninfas de algumas espécies requerem condições ambientais inalteradas para sua permanência. Alterações drásticas impostas ao ambiente provocam mudanças nas relações ecotópicas e ecológicas das espécies residentes e seu desaparecimento. Como exemplo, cita-se o desaparecimento *Acanthagrion taxaense* Santos e *Minagrion ribeiroi* (Santos) (Coenagrionidae) de seu hábitat natural na Lagoa e Canal das Taxas, Recreio dos Bandeirantes, Rio de Janeiro. Tais desaparecimentos ainda não foram observados em algumas áreas protegidas. Tem potencial de uso no biomonitoramento por meio de estudos comportamentais, termorreguladores, de defesa territorial e reprodutiva. Observações em campo apontam para espécies de *Chalcopteryx* Selys (Polythoridae), da região amazônica, e *Hetaerina* e *Mnesarete* (Calopterygidae), da região sudeste, como prováveis indicadores de perturbação antrópica.

Espécies ameaçadas. A proteção das libélulas e de seus biótopos representa, atualmente, uma necessidade em razão da influência nefasta do homem, não somente nas florestas, mas também sobre a maior parte dos biótopos. O Projeto de Conservação e Utilização Sustentável da Diversidade Biológica Brasileira PROBIO/MMA lançou o programa "Ações Prioritárias para Conservação da Biodiversidade do Cerrado e do Pantanal" visando estabelecer uma política de Conservação e Manejo para esses dois Ecossistemas, resultando numa obra na qual uma lista das espécies de



Figuras 18.12-14. Subordem Zygoptera, ápice do abdômen. **12**, apêndices anais, vl; **13**, pênis (= lígula); **14**, ovipositor (Coenagrionidae).



Figuras 18.15-20. Anisoptera. **15**, tórax, vl; **16**, tíbia com quilha, Corduliidae; **17**, aurícula no segmento abdominal II, Corduliidae; **18**, apêndices anais, vl; **19**, genitália acessória do macho, Libellulidae, vl; **20**, pênis (= lígula), idem.

Odonata é fornecida. Nos últimos anos, tem-se constatado o declínio e/ou extinção de algumas espécies de Odonata no Brasil. De acordo com a "Lista da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção" (Fundação Biodiversitas 2005) são sete as espécies ameaçadas: 1) *Aeshna eduardoi* Machado; 2) *Praeviogomphus proprius* Belle; 3) *Leptagrion acutum* Santos (EN); 4) *Minagrion mecistogastrum* (Selys) (VU); 5) *Heteragrion obsoletum* Selys; 6) *Heteragrion petiense* Machado (VU); 7) *Mecistogaster pronoti* Sjöstedt e uma já considerada extinta *Acanthagrion texaensis* Santos.

Coleta e fixação. Os adultos são coletados com redes entomológicas, de diferentes tamanhos. As redes devem ser, de preferência, de nylon resistente para não rasgar com facilidade e ter abertura entre 30 e 60 cm de diâmetro. Os indivíduos são colocados provisoriamente ainda vivos em envelopes entomológicos, confeccionados com papel manteiga ou papel jornal de diferentes tamanhos. Depois de mortos, são transferidos para envelopes definitivos, confeccionados com papel vegetal ou cartão, acondicionado em sacos plásticos contendo todos os dados, escritos a nanquim. A montagem em alfinete entomológico não é recomendável por se tratar de insetos grandes e delicados, tornando-se difícil o manuseio do espécime.

As ninfas (ou náiades) são coletadas utilizando diferentes métodos, conforme os objetivos. Manual, com auxílio de pinça para espécimes que vivem debaixo de pedras ou nelas agarradas. Peneiras de diferentes tamanhos, variando entre 30 e 60 cm de diâmetro e malha fina, de 0,5 a 1 mm de diâmetro, para espécimes que vivem na vegetação marginal. Rapiché (rede triangular ou rede D) para coletas em locais com vegetação marginal e de difícil acesso. Surber para coletas em água corrente de pouca profundidade. Devem ser fixados em álcool a 70%. Para obtenção de adultos, as ninfas devem ser transportadas em pequenos viveiros telados contendo água do local de coleta. A água deve ser trocada diariamente utilizando-se água não clorada, a fim de evitar a redução da taxa de oxigênio dissolvido.

Chave para subordens, superfamílias e famílias

1. Asa anterior e posterior subiguais na forma e venação. Célula discoidal quadrangular, não dividida, denominada quadrângulo (Figs. 18.10-11). Asas pecioladas, subpecioladas ou não pecioladas ..... **Zygoptera ... 5**

— Asa posterior (Fig. 18.22) com a base mais larga que a anterior (Fig. 18.21), a posterior com veias anais desenvolvidas. Célula discoidal da asa anterior dividida pelo tronco mediano em supratriângulo, triângulo e subtriângulo (Fig. 18.21). Asas nunca pecioladas..... **Anisoptera ... 2**

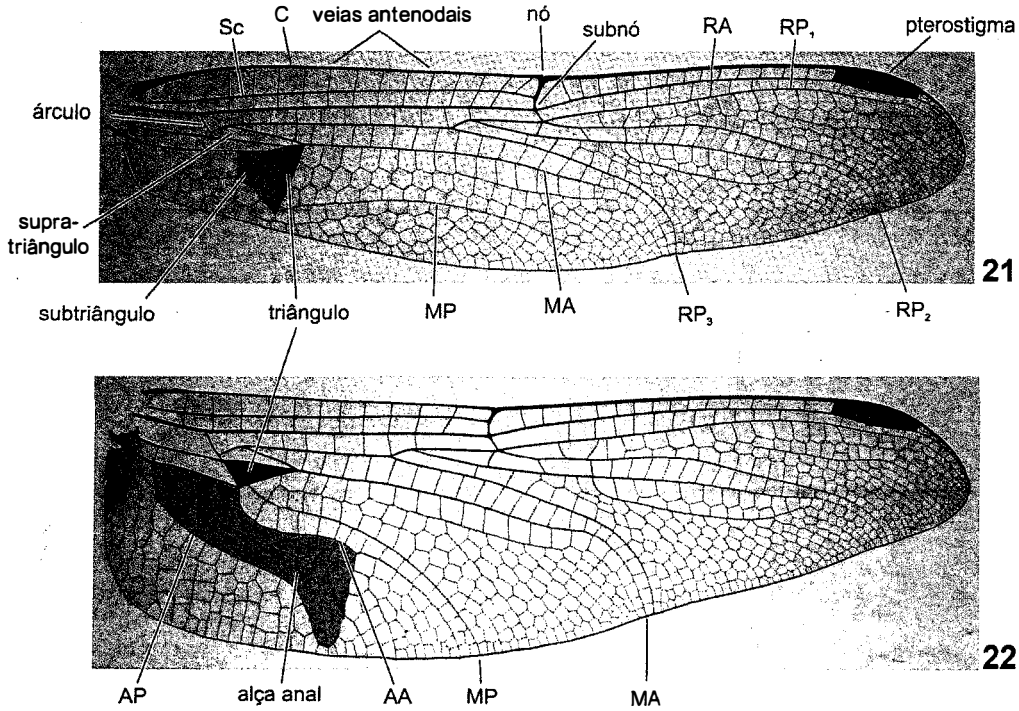
2(1). Triângulo da asa anterior e posterior diferentes na forma e orientação (Figs. 18.21-22); o da asa posterior geralmente proximal ao árculo. Alça anal geralmente bem desenvolvida, em forma de bota e dividida por uma bissetriz em duas metades ..... **Libelluloidea ... 4**

— Triângulo da asa anterior e da posterior de forma semelhantes (Figs. 18.45-46); o da asa posterior, distal ao árculo. Alça anal ausente ou ligeiramente desenvolvida, arredondada, não dividida em duas metades ..... **Aeshnoidea ... 3**

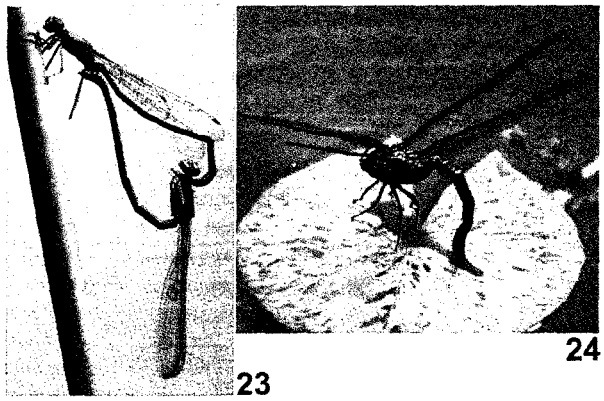
3(2). Olhos separados dorsalmente (Fig. 18.8). Triângulos mais ou menos equiláteros, alongados no sentido transversal das asas (Fig. 18.44) ..... **12. Gomphidae**

— Olhos contíguos dorsalmente (Fig. 18.4). Triângulos mais ou menos isósceles, alongados no sentido longitudinal das asas (Figs. 18.45-46) ..... **11. Aeshnidae**

4(2). Machos. Tíbias com uma quilha na face flexora (ou posterior) (Fig. 18.16). Bordo interno da base da asa posterior anguloso (com uma reentrância) (Fig. 18.48). Segmento II do abdômen com uma aurícula de cada lado (Fig. 18.17). Corpo e



Figuras 18.21-22. Anisoptera, asas de *E. vesiculosa* (Fabricius)Libellulidae. **21**, asa anterior ; **22**, asa posterior.



Figuras 18.23-24. Cópula e oviposição. **23**, cópula de Zygoptera, *Neoneura sylvatica* (Hagen); **24**, postura endofítica de um Anisoptera, *Coryphaeschna perrensi* (McLachlan).

principalmente o tórax com brilho metálico intenso, verde, verde cúpreo ou azulado ..... **13. Corduliidae**

— Machos. Tíbias sem quilha. Bordo interno da base da asa posterior arredondado, sem reentrância (Fig. 18.22). Segmento II do abdômen sem aurícula. Corpo sem brilho metálico; quando presente, pouco intenso ... **14. Libellulidae**

5(1). Duas veias antenodais (Figs. 18.10-11). Asas pecioladas .. **6**

— Cinco ou mais veias antenodais (Figs. 18.31-32), exceto em Amphipterygidae (com duas ou três veias antenodais e pecíolo curto terminando antes da veia Cu (Figs. 18.34-35). Asas pecioladas ou subpecioladas ..... **Calopterygoidea** ... **7**

6(5). Veias IRP_2 e RP_3 originando-se mais próximas do nó do que do árculo (Figs. 18.10-11). Pterostigma curto, cobrindo uma célula ou ultrapassando ligeiramente a célula (em Pseudostigmatidae, pode estar ausente, reduzido ou formando uma mancha difusa multicelular). Hâmulo quadrado .... **Coenagrionoidea** ... **10**

— Veias IRP_2 e RP_3 originando-se mais próximas do árculo que do nó (Fig. 18.43); pterostigma longo, cobrindo duas ou mais células. Hâmulo alongado ..... **Lestoidea** ... **13**

7(5). Veias antenodais primárias indistinguíveis das demais (Figs. 18.31-32) ..... **2. Calopterygidae**

— Pelo menos uma veia antenodal primária perfeitamente distinguível das demais, mais grossa e nítida (Fig. 18.36) ... **8**

8(7). Uma antenodal primária distinguível, raramente duas. Base do quadrângulo ligada diretamente ao tronco radial (Fig. 18.33) ..... **4. Polythoridae**

— Duas antenodais primárias nitidamente distinguíveis. Base do quadrângulo ligada diretamente ao árculo (Figs. 18.34-35) .. **9**

9(8). Antenodais secundárias pouco numerosas (menos de 10) e incompletas, ocupando apenas o espaço costal, não atravessando a veia subcosta (Figs. 18.34-35) ..... **1. Amphipterygidae**

— Antenodais secundárias numerosas (mais de 10), ocupando o espaço costal e subcostal (Figs. 18.36-37) .... **3. Dicteriadidae**

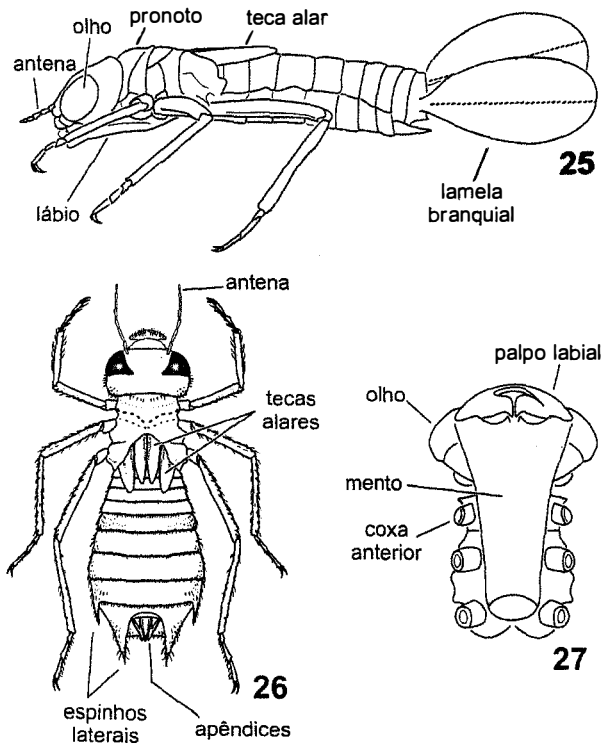
10(6). Espaço entre a veias RP_1 e RP_2 com uma veia intercalar (IRP_1) (Fig. 18.38) **11**

— Espaço entre RP_1 e RP_2 com mais de uma veia intercalar (Figs. 18.39-40) **12**

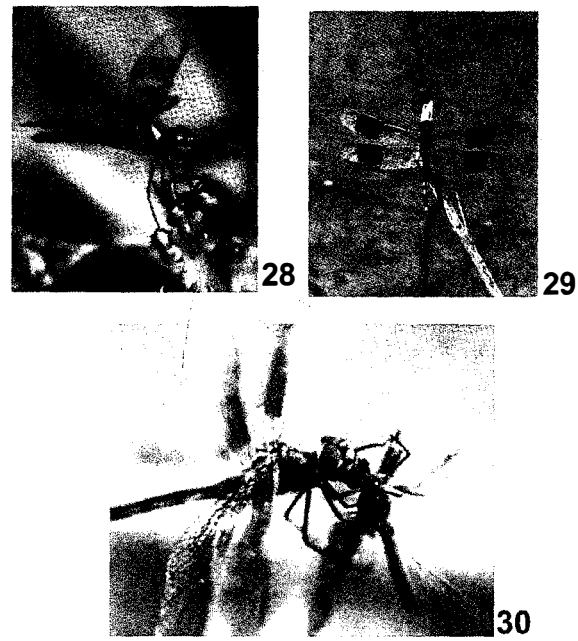
11(10). Veia CuA ausente ou reduzida. MP presente, curta, indo pouco além do nível do nó (Fig. 18.38) .... **9. Protoneuridae**

— Veia CuA normal geralmente estendendo-se além do nó. MP longa, quase atinge o nível do pterostigma (Figs. 18.10-11) .... **8. Coenagrionidae**

12(10). Nó situado mais ou menos no terço basal da asa. Pterostigma com aspecto normal, unicelular, circundado por veias de



Figuras 18.25-27. Ninfas (larvas). **25**, Zygoptera; **26**, Anisoptera, Corduliidae; **27**, lábio de Anisoptera.



Figuras 18.28-30. Adultos de Libellulidae. **28**, *Perithemis lais* (Perty); **29**, *Erythrodiplax umbrata* (L.); **30**, *Brachymesia herbida* (Gundlach).

paredes grossas (Figs. 18.39-40). Abdômen curto (até 5 cm) ..... **6. Megapodagrionidae**

— Nó situado no quinto ou sexto basal da asa. Pterostigma ausente, reduzido ou formando uma mancha difusa multicelular não circundada por veias grossas (Fig. 18.41). Abdômen longo (6-12 cm) ..... **10. Pseudostigmatidae**

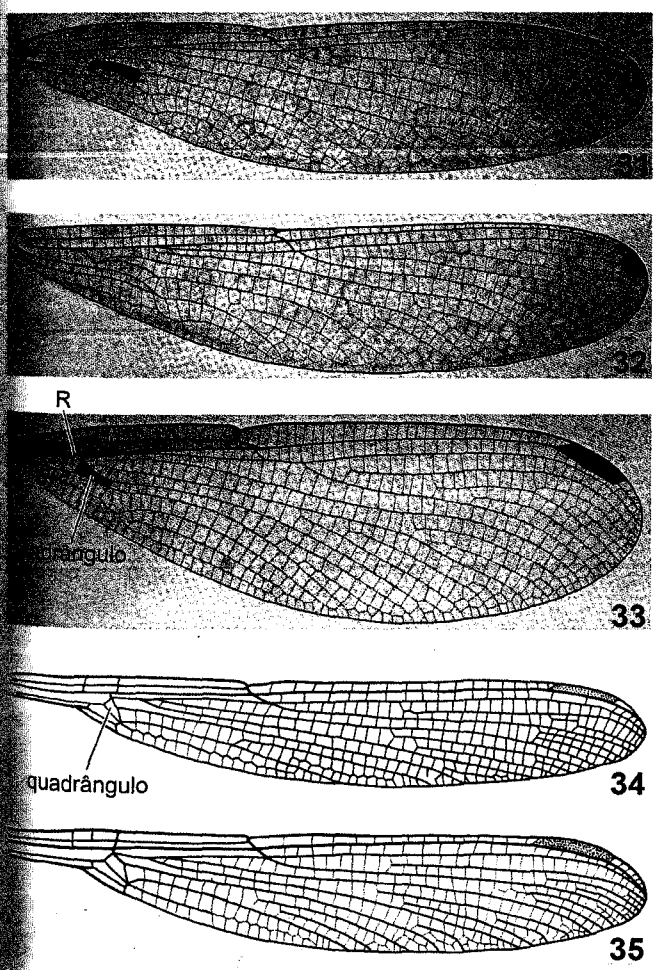
13(6). Quadrângulo não atinge o bordo posterior da asa (Fig. 18.42) ..... **5. Lestidae**

— Quadrângulo atinge o bordo posterior da asa (Fig. 18.43) .... **7. Perilestidae**

ZYGOPTERA

1. Amphipterygidae. Representada por um gênero e uma espécie, *Rimanella arcana* Needham, endêmica da região amazônica. Chaves para gêneros e espécies em Munz (1919) e Fraser (1957).

2. Calopterygidae. Os três gêneros registrados para o Brasil são *Bryoplathanon* Garrison, *Hetaerina* (Hagen) e *Mnesarete* Cowley. A família compreende 38 espécies, amplamente distribuídas. Chaves para gêneros e espécies podem ser encontrados em Munz (1919), Fraser (1957) Garrison (2006) e Lencioni (2005).



Figuras 18.31-35. Asas. **31-32**, anterior e posterior de *Mnesarete pulchella* (Selys), Calopterygidae; **33**, anterior de *Chalcopteryx scintillans* (Rambur), Polythoridae; **34-35**, anterior e posterior de *Rimanella arcana* (Needham), Amphipterygidae.

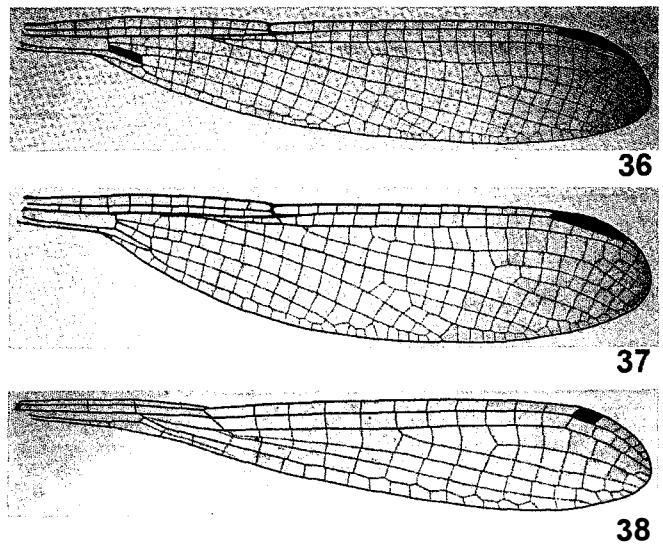
3. Dicteriadidae. De distribuição exclusiva na América do Sul, é representada por dois gêneros e duas espécies: *Dicterias atrosanguinea* Selys e *Heliocharis amazona* Selys. Os machos de *H. amazona* são facilmente observados pousados sobre a vegetação marginal dos rios; as fêmeas raramente são vistas. Há chaves para gêneros em Munz (1919), Fraser (1957) e Lencioni (2005).

4. Polythoridae. É reconhecida pelas asas anterior e posterior da mesma forma e tamanho, com uma antenodal primária distinguível, raramente duas; base da célula discoidal ligada diretamente ao tronco radial (Fig. 18.33). Três gêneros estão registrados para o Brasil. Chaves para gêneros e espécies fornecidos por Montgomery (1967), Costa (2005) e Lencioni (2005).

5. Lestidae. Possui espécies de grande porte, facilmente reconhecidas pelo hábito de pousar com as asas entreabertas e ligeiramente levantadas. Asas muito reticuladas, quando comparadas com as demais espécies de Zygoptera. Veias MP e CuA visivelmente separadas (Fig. 18.42). Dois gêneros listados para o Brasil. Chaves para gêneros estão disponíveis em Munz (1919), Fraser (1957) e Lencioni (2005), e para espécies, em Costa *et al.* (2006).

6. Megapodagrionidae. Facilmente reconhecida pelo pterostigma grande e veias suplementares intercaladas na parte distal da asa (Fig. 18.39). Cinco gêneros ocorrem no Brasil. Chaves para gêneros e espécies foram publicadas por Munz (1919), Fraser (1957), Costa & Santos (2000b) e Lencioni (2005).

7. Perilestidae. Possui espécies muito parecidas com Lestidae na forma do corpo e dos apêndices, porém, no ambiente natural, pousam com as asas mais aderidas ao corpo e, na estrutura da asa, o ângulo posterior do quadrângulo alcança a margem. Veias MP e CuA fundidas distalmente (Fig. 18.43).

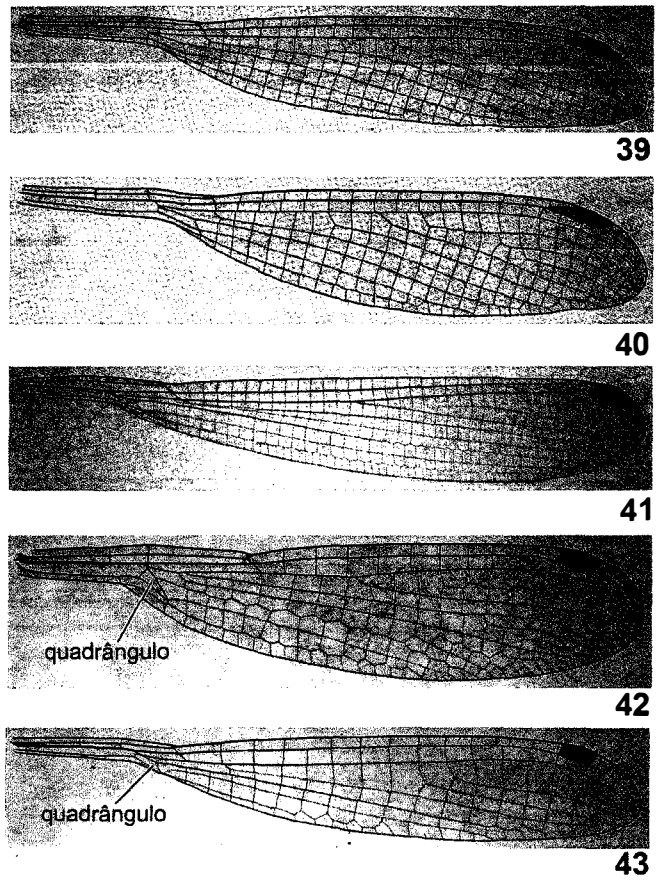


Figuras 18.36-37. Asas. **36-37**, anterior e posterior de *Dicterias atrosanguinea* Selys, Dicteriadidae; **38**, anterior de *Epipleoneura manauensis* Santos, Protoneuridae.

Dois gêneros foram citados para o Brasil. Há chave para gêneros em Lencioni (2005).

8. Coenagrionidae. Contém as espécies de menor tamanho e também as mais delicadas. É a mais representativa dentre os Zygoptera, com 33 gêneros registrados para o Brasil. *Acanthagrion gracile* (Rambur), *A. truncatum* (Selys), *Argia lilacina* Selys (1865), *Oxyagrion hempeli* Calvert, *O. terminale* Selys e *Tigriagrion aurantinigrum* Calvert são espécies de ampla distribuição e sempre em grande número. *Oxyagrion* é o gênero mais diverso, com 19 espécies. Chaves para gêneros estão em Munz (1919), St. Quentin (1960) e Lencioni (2006). Chaves para espécies, em Leonard (1977), Costa (1978), Costa & Garrison (2001), Costa *et al.* (2006) e Garrisom (2009b).

9. Protoneuridae. Agrupa várias espécies delicadas, que vivem às margens de remansos de águas límpidas envoltas de vegetação abundante, ou no interior da mata. A maioria das espécies tem o hábito de voar lentamente a baixa altura, quase tocando a superfície da água. É facilmente reconhecida pela redução da veia CuA ou mesmo sua ausência (Fig. 18.38). Onze gêneros estão registrados para o Brasil. Chaves para gêneros e espécies podem ser encontradas em Munz (1919), Lencioni (2005), Machado (2001).

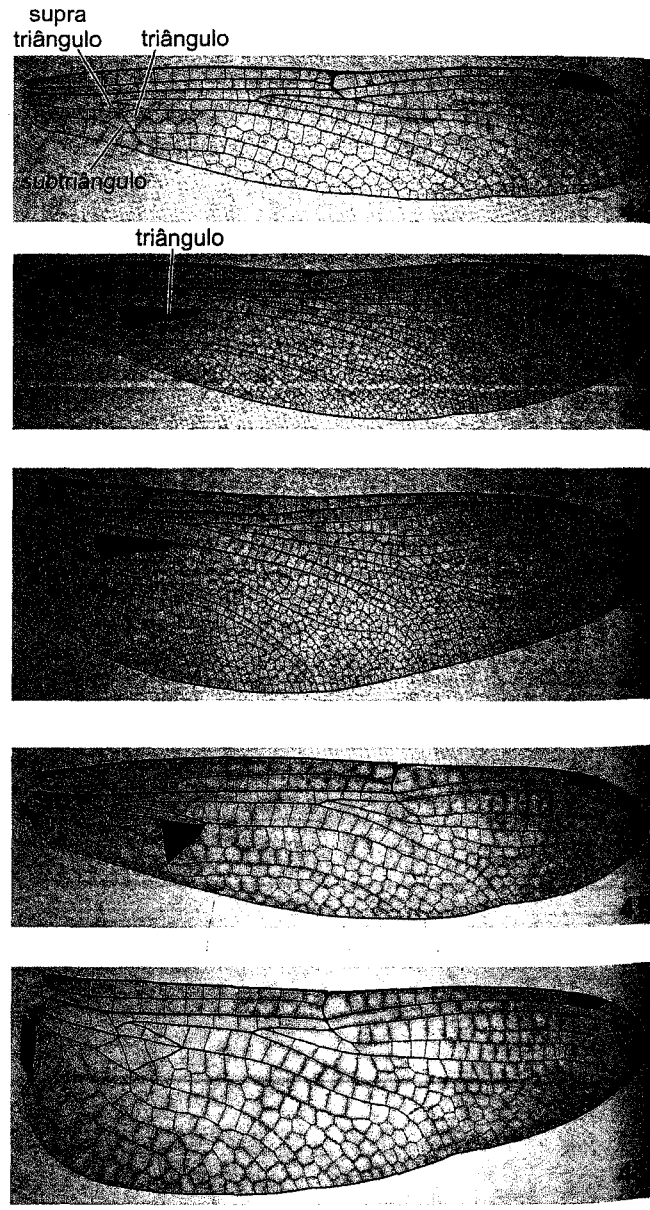


Figuras 18.39-43. Asas. **39-40**, anterior e posterior de *Oxystigma sp.*, Megapodagrionidae; **41**, posterior de *Mecistogaster lucretia* Drury, Pseudostigmatidae; **42**, anterior de *Lestes* sp., Lestidae; **43**, anterior de *Perilestes* sp., Perilestidae.

10. Pseudostigmatidae. Entre os Zygoptera, agrupa os espécimes mais longos sendo reconhecidas à primeira vista pelo grande comprimento do abdômen e das asas. São as libélulas mais compridas do mundo (15–17,5 cm). Dois gêneros são registrados para o Brasil. há chaves para gêneros e espécies em Munz (1919), Fraser (1957) e Lencioni (2005).

ANISOPTERA

11. Aeshnidae. Inclui as formas mais velozes e de maior porte entre os Anisoptera. Asa posterior, principalmente dos machos, com triângulo formado por 2-4 células. Adultos facilmente reconhecidos pela semelhança entre os triângulos das asas anterior e posterior (Figs. 18.45-46). Dez gêneros são registrados para o Brasil. Chaves estão disponíveis nos



Figuras 18.44-48. Asas. **44**, anterior de *Epipleoneura hylaeus* Ris, Gomphidae; **45-47**, anterior e posterior de *Gynacantha nervosa* Rambur, Aeshnidae; **47-48**, anterior e posterior de *Aeschnosoma forcipula* Hagen, Corduliidae.

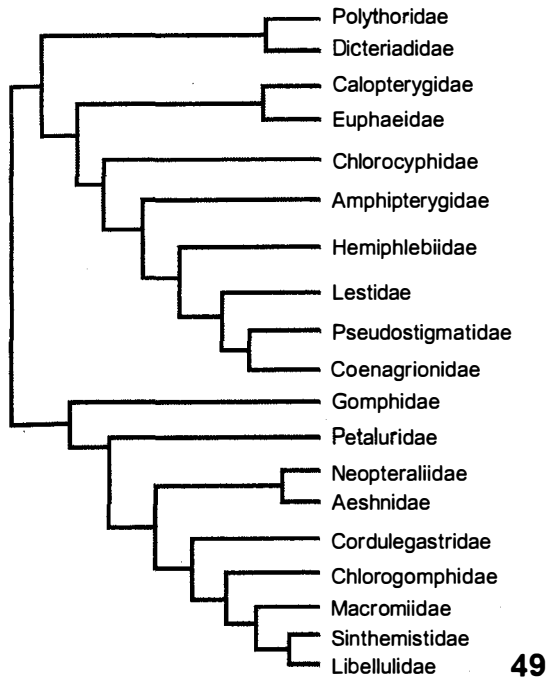


Figura 18.49. Cladograma representando as afinidades entre as famílias de Odonata (famílias fósseis excluídas). Fonte: Carle (1982)

trabalhos de Carvalho (1992), von Ellenrieder (2002), von Ellenrieder & Garrison (2003) e Garrison *et al.* (2006).

12. Gomphidae. Representada no Brasil por 21 gêneros. É facilmente reconhecida pela disposição dos olhos, visivelmente separados. Há chaves para gêneros e espécies em Belle (1973, 1983, 1988, 1992) e Garrison *et al.* (2006).

13. Corduliidae. É muito parecida com Libellulidae, diferindo pela presença, nos machos, de aurículas lateralmente no segmento abdominal II (Fig. 18.17). É pouco representada no Brasil, com sete gêneros. Chaves para gêneros e espécies podem ser encontradas em Costa & Santos (1992, 2000a,c), Machado & Costa (1995) e Garrison *et al.* (2006).

14. Libellulidae. Agrupa a maioria das espécies e as mais frequentemente encontradas entre os Anisoptera. Está amplamente distribuída. No Brasil, são 36 gêneros. *Erythrodiplax*, com 39 espécies, tem distribuição mais ampla. O número real de espécies certamente é bem mais elevado. Chaves para gêneros e espécies foram publicadas por

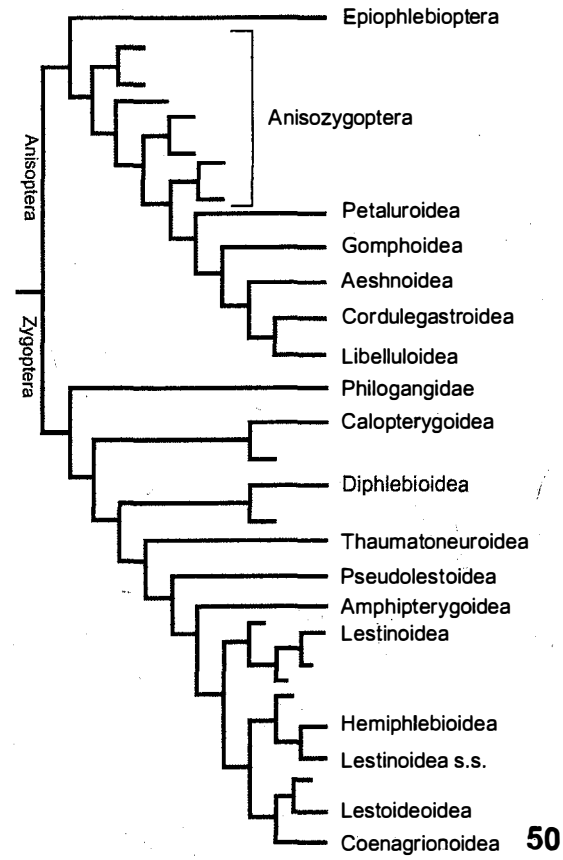


Figura 18.50. Cladograma representando as afinidades entre as superfamílias de Odonata. Fonte: modificado de Rehn (2003) por Grimaldi & Engel (2005).

Montgomery (1940), Gloger (1962), Costa & Santos (1997), Carvalho & Calil (2000), Costa *et al.* (2002a,b) e Garrison *et al.* (2006).

Agradecimentos. Ao Professor Dr. Newton Dias dos Santos (*in memoriam*), em reconhecimento a sua extraordinária contribuição ao conhecimento dos Odonata do Brasil; ao Professor Dr. Ângelo Barbosa Monteiro Machado, pelo empréstimo de material, à Dra. Gisele Luziane de Almeida, pela leitura deste trabalho e sugestões, e ao Sr. Luiz Alves, pelos desenhos. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e à Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ), pelo apoio financeiro.

Referências bibliográficas

Belle, J. 1973. A revision of the New World genus *Progomphus* Selys, 1854 (Anisoptera, Gomphidae). **Odonatologica 2**(4): 191-308.

Belle, J. 1983. A review of the genus *Zonophora* Selys (Odonata, Gomphidae). **Tijdschrift voor Entomology 126**: 8.

Belle, J. 1988. A synopsis of the species of *Phyllocycla* Calvert with description of four new taxa and a key to the genera of the Neotropical Gomphidae (Odonata, Gomphidae). **Tijdschrift voor Entomologie 131**: 73-102.

Belle, J. 1992. A revision of the South American species of *Aphylla* Selys, 1854 (Odonata, Gomphidae). **Zoologische Mededelingen 66**: 239-264.

Bridges, C.A. 1994. Catalogue of the family-genus, genus-group and species-group names of the Odonata of the world. C.A. Bridges (3rd ed.), Illinois, 905 p.

Carle, F.L. 1982. The wing vein homologies and phylogeny of the Odonata: a continuing debate. **Societas Intenationalis Odonatologica Rapid Communications 4**: 1-66.

Carvalho, A.L. 1992. Revalidation of the genus *Remartinia* Navás,1911, with the description of a new species and a key to the genera of Neotropical Aeshnidae (Anisoptera). **Odonatologica 21**(3): 289-298.

Carvalho, A.L. & E.R. Calil 2000. Chave de identificação para as

famílias de Odonata (Insecta) ocorrentes no Brasil – adultos e larvas. **Papéis Avulsos de Zoologia, São Paulo 41**(15): 423-441.

Costa, J.M. 1978. Revisão do gênero *Oxyagrion* Selys, 1876. (Odonata, Coenagrionidae). **Publicações Avulsas do Museu Nacional 61**: 1-216.

Costa, J.M. 2005. *Chalcopteryx machadoi* sp. n. da região Norte do Brasil (Zygoptera, Polithoridae) com chave para as espécies do gênero. **Lundiana 6**: 37-39.

Costa, J.M. & T.C. Santos 1992. *Santosia marshalli* gen. nov. sp. nov., a new genus and species of Corduliinae from Brazil (Anisoptera, Corduliidae). **Odonatologica 21**(2): 235-239.

Costa, J.M. & T. C. Santos 1997. Intra and interspecific variation in the genus *Uracis* Rambur, 1842, with a key to the known species (Anisoptera, Libellulidae). **Odonatologica 26**(1): 1-7.

Costa, J.M. & T.C. Santos 2000a. Two new species of *Santosia* Costa & Santos, 1989 with a description of five new Corduliidae larvae (Anisoptera, Corduliidae). **Odonatologica 29**(2): 95-111.

Costa, J.M. & T.C. Santos 2000b. Espécie nova de *Heteragrion* Selys, 1872 do Estado do Rio de Janeiro, Brazil (Odonata, Zygoptera, Megapodagrionidae). **Boletim do Museu Nacional, Nova Série, Zoologia 411**: 1-7.

Costa, J.M. & T.C. Santos 2000c. *Neocordulia mambucabensis* spec. nov., a new species of dragonfly from Rio de Janeiro, Brazil (Anisoptera, Corduliidae). **Odonatologica 29**(3): 247-253.

Costa, J.M. & R.W. Garrison 2001. Description of the female of *Leptagrion aculeatum* Santos, 1965 with keys to the known species (Zygoptera, Coenagrionidae). **Odonatologica 30**(4): 381-394

Costa, J.M.; A.N. Lourenço & L.P. Vieira 2002a. *Micrathyria pseudhypodidyma* sp. n. (Odonata, Libellulidae), com chave das espécies do gênero que ocorrem no Estado do Rio de Janeiro. **Neotropical Entomology 31**(3): 377-389.

Costa, J.M.; A.N. Lourenço & L.P. Vieira 2002b. Chave de identificação para imagos dos gêneros de Libellulidae citados para o Brasil – Comentários sobre os gêneros (Odonata, Anisoptera). **Entomologia y Vectores 9**(4): 478- 504.

Costa, J.M.; L.O.I. de Souza & J. Múzon 2006. Description of three new species of Odonata from Brazil. **Zootaxa 1314**: 53-68.

Costa, J.M; A.B.M. Machado; F.A.A. Lencioni & T.C Santos 2000. **Diversidade e distribuição dos Odonata (Insecta) no Estado de São Paulo, Brasil: parte 1 – lista das espécies e registros bibliográficos**. <http://acd.ufrj.br/~jacosta/>. Acesso: 25/jul/2006.

Davies, D.A. & P.Tobin 1984. The dragonflies of the world: A systematic list of the extant species of Odonata, Zygoptera, Anisozygoptera. **Societas Internationalis Odonatologica**, Rapid Communications (Supplements) **1**: 1-127.

Davies, D.A. & P.Tobin 1985. The dragonflies of the world: A systematic list of the extant species of Odonata, Anisoptera. **Societas Internationalis Odonatologica**, Rapid Communications (Supplements) **2**: 1-151.

Fraser, F.C. 1957. **A reclassification of the order Odonata**. Publication of Royal Zoological Society of the New South Wales **12**: 1-133.

Fundação Biodiversitas 2005. **Lista da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. <http://www.biodiversitas.org.br>. Acesso: 22/set/2007.

Garrison, R.W. 2006. A synopsis of the Genera *Mnesarete* Cowley, *Brioplathanon* gen. nov., and *Ormenophlebia* gen. nov. (Odonata: Calopterygidae). **Contributions in Science, Natural History Museum 506**: 1-84.

Garrison, R.W. 2009a. **A synonymic list of the New World Odonata**. Revised version of 20th November 2009 <http://www.ups.edu/x6531.xml> Acesso: 15/dez/2009.

Garrison, R.W. 2009b. A synopsis of the genus *Telebasis* (Odonata: Coenagrionidae). **International Journal of Odonatology 12**(1): 1-121, pls. I, II.

Garrison, R. W; N. von Ellenrieder & J.A. Louton 2006. **Dragonfly Genera of the New Word: an illustrated and annotated key to the Anisoptera.** The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xi +368 p.

Gloger, H. 1962. Clave para la determinación de los gêneros de Libellulidae (Odonata) de América del Sud. **Neotropica 8**(25): 5-13.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of Insects**. Cambridge University Press, New York, xv + 755 p.

Lencioni, F.A.A. 2005. **Damselflies of Brazil, an illustrated identification guide, 1 – Non – Coenagrionidae families.** All Print, São Paulo, Brasil, 324 p.

Lencioni, F.A.A. 2006. **Damselflies of Brazil, an illustrated identification guide, 2 –Coenagrionidae.** All Print, São Paulo, Brasil, 419 p.

Leonard, J.W.1977. A revisionary study of the genus *Acanthagrion* (Odonata: Zygoptera). **Miscellaneous Publications of the Museum of Zoology 153**: 1-173.

Machado, A.B.M. 2001. Studies on Neotropical Protoneuridae. 11. Two new species of *Forcepsioneura* Lencioni (Odonata, Zygoptera) with a key to males of the genus. **Revista Brasileira de Zoologia 18**: 845-854.

Machado, A.B.M. & J.M.Costa 1995. *Navicordulia gen. nov.*, a new genus of neotropical Corduliinae, with description of seven new species (Anisoptera, Corduliidae). **Odonatologica 24**(2): 187-218.

Montgomery, B.E. 1940. A revision of the genus *Diastatops* (Odonata: Libellulidae) and a study of the leg characters of related genera. **Lloydia 3**: 213-280.

Montgomery, B.E. 1967. Studies in the Polythoridae. I - A synopsis of the family with keys to genera and species, information on types, and the description of a new species. **Acta Biologica Venezuelica 5**(9): 123-158.

Munz, P.A. 1919. A venational study of the suborder Zygoptera (Odonata) with keys for identificafion of genera. **Memoirs of the America Entomological Society 3**: 1-78.

Rehn, A.C. 2003. A phylogenetic analysis of higher level relationships of Odonata. **Systematic Entomology 28**: 181-239.

Riek, E.F. & J. Kukalová-Peck 1984. A new interpretation of dragonfly wing venation based upon Early Upper Carboniferous fossils from Argentina (Insecta: Odonatoidea) and basic character states in pterygote wings. **Canadian Journal of Zoology 62**: 1150-1166.

St. Quentin, D. 1960. Zur Kenntnis der Agrioninae (Coenagrionidae) Südamerikas. **Beiträge zur Neotropischen Fauna 2**(1): 45-64.

Steinmann, H. 1997. **Word Catalogue of Odonata, Anisoptera.** Berlin: W.Gruyter Vol. 2, 636 p.

Tillyard, R J. & F.C. Fraser 1938. A reclassification of the order Odonata based on some new interpretations of the venation of the dragonfly wing. **Australian. Zoologist 9**(2): 125-390.

von Ellenrieder, N. 2002. A phylogenetic analysis of the extant Aeshnidae (Odonata, Anisoptera). **Systematic Entomology 7**: 1-31.

von Ellenrieder, N. & R.W. Garrison 2003. A Synopsis of the genus *Triacanthagyna* (Odonata, Aeshnidae). **International Journal of Odonatology 6**(2): 147-184.

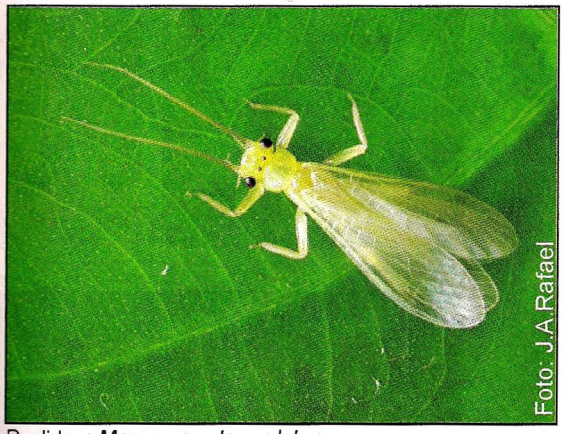
Capítulo 19

PLECOPTERA

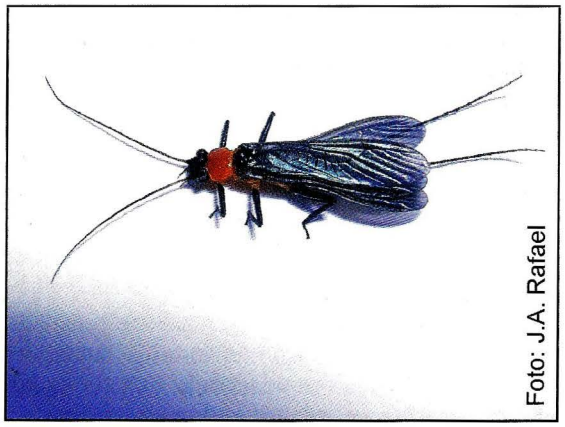
Cláudio Gilberto Froehlich

Gripopterygidae: *Tupiperla* sp.

Perlidae: *Anacroneuria* sp.



Perlidae: *Macrogynoplax pulchra*



Perlidae: *Enderleina* sp.

PLECOPTERA Burmeister, 1839

Cláudio Gilberto Froehlich

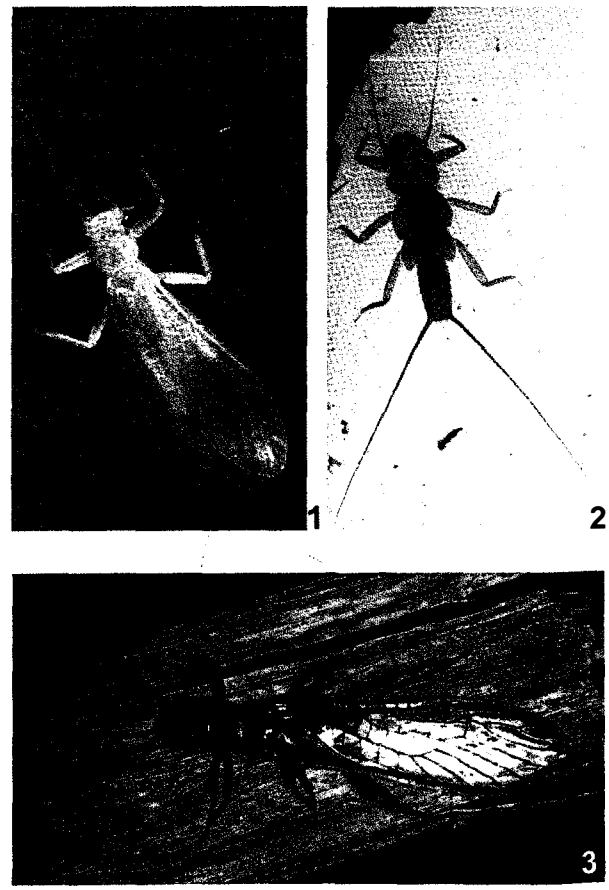
Plecoptera: do grego *pleco* = entrelaçar, dobrar; *pteron* = asa. Refere-se ao lobo anal da asa posterior, dobrado em forma de leque sobre o abdômen, quando em repouso.

Diagnose. Hemimetábolos, anfibióticos, de corpo mole, variando de 4 a 60 mm de comprimento. Olhos compostos e dois ou três ocelos. Aparelho bucal mastigador, reduzido nos adultos de alguns grupos. Antena longa, multiarticulada. Pernas cursoriais, simples. Tarsos trímeros. Dois pares de asas membranosas, o par posterior com lobo anal grande, dobrado quando em repouso. Cerco multiarticulado.

Introdução. Os plecópteros não possuem nome comum no Brasil. Os adultos geralmente têm cores pouco vistosas, variando do amarelo ao marrom, até preto; raramente são esverdeados ou têm cores mais vivas. O tamanho, da cabeça à ponta das asas, varia de 4 a 60 mm. A ordem tem pouco mais de 2 mil espécies descritas no mundo, em 16 famílias. Na região Neotropical, ocorrem mais de 420 espécies e, no Brasil, cerca de 150 espécies em duas famílias, Gripopterygidae e Perlidae. Uma estimativa do número total de espécies no mundo é de 2.500 espécies e, no Brasil, cerca de 300 espécies.

A ordem tem registros desde o Permiano, com registros esparsos no Mesozoico (Grimaldi & Engel 2005). Informações em bases eletrônicas sobre a ordem, inclusive uma proposta de filogenia, encontram-se em Nelson (1996).

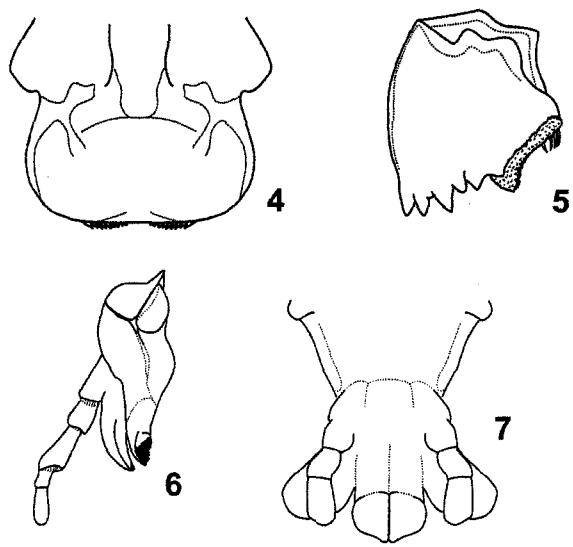
Morfologia (adultos). Cabeça distintamente prognata (Figs. 19.1, 3). Antena longa, filiforme, inserida lateralmente na cabeça, perto da inserção da mandíbula. Olho composto bem desenvolvido e presença de dois ou três ocelos. Peças bucais mastigadoras (Figs. 19.4-7), reduzidas nos adultos de Perlidae e funcionais em Gripopterygidae. Palpo maxilar com cinco artículos (Fig. 19.6), palpo labial com três (Fig. 19.7). Os três segmentos do tórax, livres, protórax bem desenvolvido, pronoto com escudo simples, oval a quadrangular. Dois pares de asas membranosas, sempre mais longas que o abdômen nas espécies brasileiras (Figs. 19.1, 3). Em outras regiões, encontram-se formas ápteras ou braquípteras. Asa anterior (Fig. 19.8) estreita. Asa posterior com lobo anal grande (Fig. 19.9), dobrado quando em repouso. Venação bem desenvolvida (Figs. 19.8-9). Pernas cursoriais, tarsos trímeros, distalmente com um par de garras fortes e um empódio globoso. Espiráculos meso e metatorácicos presentes. Abdômen longo, com 10 segmentos. Tergos e esternos distintos, na maioria das espécies com metasterno fundido ao esterno I. Segmento X formando anel completo, ao menos nas fêmeas. Espiráculos



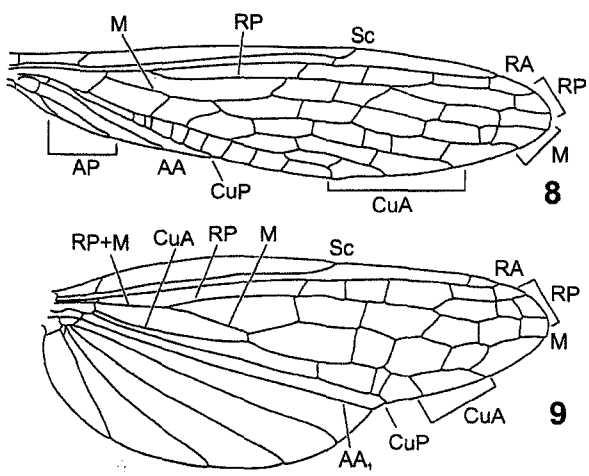
Figuras 19.1-3. Adulto e ninfa, vd. **1-2**, *Macrogynoplax* sp. (Perlidae); **1**, adulto; **2**, ninfa; **3**, *Anacroneuria* sp. (Perlidae), adulto. Fotos: J.A. Rafael.

nos segmentos I-VIII do abdômen, na parte lateral dos tergos. No fim do abdômen, um par de cercos multiarticulados, ligado ao tergo X; um par de paraproctos látero-ventrais e um epiprocto dorsal. Abertura genital da fêmea geralmente atrás do esterno VIII, a do macho, atrás do esterno IX. No macho, o pênis é formado por eversão da câmara genital; estruturas esclerosadas estão presentes em Perlidae e ausente em Gripopterygidae. Fêmea sem ovipositor formado por valvas.

Imaturos. Os ovos variam muito quanto à forma e à ornamentação do córion. Nas espécies do Brasil, os ovos de Perlidae têm forma oval simples e córion liso. São depositados em cordões, com os ovos presos entre si por secreção do oviduto. Os ovos de Gripopterygidae variam de hemisféricos a elipsoidais e são lisos ou envolvidos por restos de células foliculares. As ninfas são aquáticas e, no Brasil, estão restritas às águas correntes limpas e bem oxigenadas. As ninfas de Perlidae (Fig. 19.2) são predadoras, as de Gripopterygidae, raspadoras. O número de ínstares é elevado, superior a dez.



Figuras 19.4-7. Peças bucais de *Gripopteryx* sp. (Gripopterygidae), adultos. **4**, labro, vd; **5**, mandíbula direita, vv; **6**, maxila direita, vl; **7**, lábio, vv.



Figuras 19.8-9. Asas de *Gripopteryx* sp. (Gripopterygidae). **8**, asa anterior; **9**, asa posterior. Venação baseada em Béthoux (2005).

Ninfas de Perlidae têm brânquias torácicas, podendo ter também brânquias nos paraproctos. As ninfas de Gripopterygidae têm um tufo de brânquias anais. Para a muda final, deixam a água.

Biologia. Os adultos são encontrados próximos aos rios. Os adultos dos Perlidae, com peças bucais reduzidas, quando muito ingerem líquidos, enquanto os Gripopterygidae se alimentam de flora epifílica, epilítica ou detritos (Froehlich 1969). O macho é, em geral, menor que a fêmea. Na cópula, fica sobre a fêmea e encurva o abdômen para baixo, para atingir sua abertura genital. Machos de Perlidae frequentemente batem no substrato ("drumming") em ritmo específico, sendo respondidos de modo semelhante pelas fêmeas.

Classificação. A classificação de Zwick (2000) é adotada aqui. Número de espécies que ocorrem no Brasil entre parênteses.

Subordem Antarctoperlaria
Eusthenioidea
Eustheniidae
Diamphipnoidae

Gripopterygoidea
Austroperlidae
1. Gripopterygidae (39)

Subordem Arctoperlaria
Infraordem Euholognatha
Capniidae
Leuctridae
Nemouridae
Notonemouridae
Scopuridae
Taeniopterygidae

Infraordem Systellognatha
Chloroperlidae
2. Perlidae (112)
Perlodidae
Peltoperlidae
Pteronarcyidae
Styloperlidae

Relações filogenéticas (Fig. 19.10). A proposta mais recente de filogenia dos Plecoptera é a de Zwick (2000), aceita por Grimaldi & Engel (2005). Nela, a ordem é dividida em duas subordens, Antarctoperlaria e Arctoperlaria, a primeira sul-gondwânica e a segunda basicamente do Hemisfério Norte. Os Antarctoperlaria incluem duas superfamílias, Eusthenioidea e Gripopterygoidea, que ocorrem na Notogea e no sul da Região Neotropical. Os Arctoperlaria compreendem duas infraordens, os Euholognatha, cujos adultos têm peças bucais funcionais, e os Systellognatha, de peças bucais atrofiadas nos adultos. Outra apomorfia do grupo é, nos adultos, o sistema de comunicação entre os sexos por percussão do substrato ou vibração do abdômen. Na região Neotropical houve a invasão de um grupo dos Systellognatha, a subfamília Acroneuriinae (Perlidae). Tiveram muito sucesso nessa região, diferenciando-se em dez gêneros e mais de 400 espécies.

Outra proposta de filogenia é a de Nelson (1984, 1996). As principais diferenças em relação à de Zwick (2000) são que

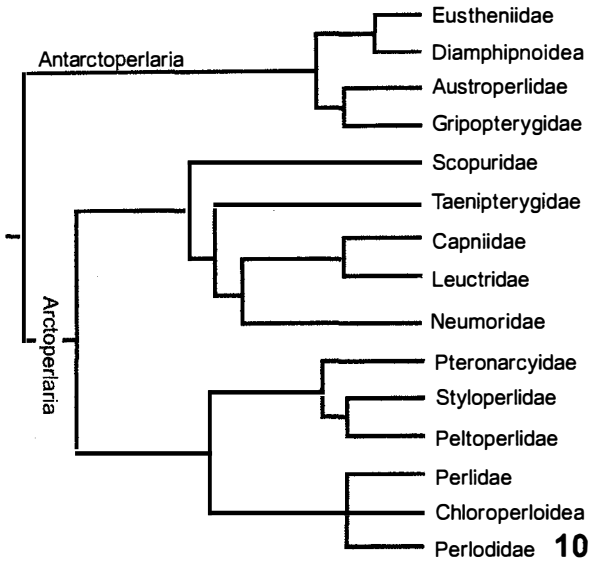


Figura 19.10. Cladograma representando as afinidades entre as famílias de Plecoptera. Fonte: Zwick (2000).

Eusthenioidea aparece como o grupo mais basal, seguido de Gripopterygoidea e de Arctoperlaria. Nestes, Scopuridae aparece numa tricotomia com os Euholognatha e os Systellognatha.

Importância. Os Plecoptera têm importância ecológica. Principalmente em riachos, podem ter biomassa significativa. Têm papel importante como raspadores e predadores. Como habitantes de águas limpas, têm sido usados, no Hemisfério Norte, como bioindicadores da qualidade da água, mais frequentemente em conjunto com os Ephemeroptera e os Trichoptera — índices EPT (= Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera).

Os plecópteros servem de alimento para vários organismos. Os adultos são predados por aves, morcegos, anuros, peixes e por outros artrópodes. As ninfas, por peixes e por outros artrópodes. Não se conhecem predadores específicos de plecópteros. Servem de hospedeiros de parasitos como ácaros e diversos parasitos internos, como fungos, protozoários, nematódeos e outros. Larvas de Chironomidae (Diptera) epoicos são encontradas com frequência sobre as ninfas maiores (Dorvillé *et al.* 2000).

Coleta e fixação. Os adultos são encontrados próximos a rios, sobre a vegetação ou escondidos entre pedras ou folhas caídas. São coletados com rede entomológica, guarda-chuva entomológico ou com armadilhas (Malaise, de emergência, de luz). Como muitos são atraídos por luz, as armadilhas com luz mista ou ultravioleta, em lençol branco, são eficientes métodos de coleta. As ninfas são coletadas em rios, perturbando-se o substrato e levantando pedras a montante de uma rede ou, em remansos, examinando-se amostras de pacotes de folhas. Tanto adultos como ninfas devem ser conservados em álcool etílico a 80%.

Chave para as famílias

1. Adultos com mandíbulas e maxilas reduzidas; clípeo fundido com a fronte. Ninfas com vestígios de brânquias torácicas; cercos mais longos que o abdômen (Fig. 19.2) .... **2. Perlidae**

— Adultos com mandíbulas e maxilas funcionais; clípeo distinto. Ninfas sem vestígios de brânquias torácicas, com tufo de brânquias anais; cercos mais curtos que o abdômen ..... **1. Gripopterygidae**

Chaves para gêneros sul-americanos foram publicadas por Stark *et al.* (2009) e Froelich (2010a). Chave para os gêneros baseada nas ninfas foi publicada por Olifiers *et al.* (2004). Um catálogo das espécies neotropicais foi publicado por Froehlich (2010a).

1. Gripopterygidae. É encontrada nas regiões Australiana e Neotropical. É mais diversificada no Sul da América do Sul. No Brasil, ocorre em áreas altas, no centro e no sul do país. Está representada por quatro gêneros, *Gripopteryx* Pictet (16 espécies) (Lecci & Froehlich 2011), *Paragripopteryx* Enderlein (nove espécies) (Froehlich 1994), *Tupiperla* Froehlich (onze espécies) (Froehlich 1998) e *Guaranyperla* Froehlich (três espécies) (Froehlich 2001).

2. Perlidae. Ocorrem em todo o mundo, exceto na região australiana. Acroneuriinae, à qual pertencem as formas neotropicais, encontra-se também nas regiões Oriental e Neártica. No Brasil, é representada por quatro gêneros. *Anacroneuria* Klapálek (71 espécies) (Froehlich 2010a,b; Righi-Cavallaro & Lecci 2010), *Kempnyia* Klapálek, do Centro-Oeste até o Sul do Brasil (33 espécies) (Froehlich 2010a, 2011), *Macrogynoplax* Enderlein, provavelmente em todo o Brasil (sete espécies) (Bispo *et al.* 2005; Froehlich 2010a) e *Enderleina* Jewett, no Norte do Brasil (quatro espécies) (Ribeiro-Ferreira & Rafael 2005).

Referências bibliográficas

Béthoux, O. 2005. Wing venation pattern of Plecoptera (Insecta: Neoptera). **Illiesia** 1(9): 52-81.

Bispo, P.C.; C.O. Neves & C.G. Froehlich 2005. Two new species of Perlidae (Plecoptera) from Mato Grosso State, western Brazil. **Zootaxa** 795: 1-6.

Dorvillé, L.F.M.; J.L. Nessimian & A.M. Sanseverino 2000. First record of symphoresy between nymphs of the stonefly *Kempnyia tijucana*, and chironomid larvae, *Nanocladius* (*Plecopteracoluthus*) sp., in the Neotropics. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 35: 109-114.

Froehlich, C.G. 1969. Studies on Brazilian Plecoptera 1. Some Gripopterygidae from the Biological Station at Paranapiacaba, State of Sao Paulo. **Beiträge zur Neotropischen Fauna 6**: 17-39.

Froehlich, C.G. 1988. Brazilian Plecoptera 5. Old and new species of *Kempnyia* (Perlidae). **Aquatic Insects 10**: 153-170.

Froehlich, C.G. 1993. Brazilian Plecoptera 7. Old and new species of *Gripopteryx* (Gripopterygidae). **Aquatic Insects 15**: 21-38.

Froehlich, C.G. 1994. Brazilian Plecoptera 8. On *Paragripopteryx* (Gripopterygidae). **Aquatic Insects 16**: 227-239.

Froehlich, C.G. 1998. Seven new species of *Tupiperla* (Plecoptera: Gripopterygidae) from Brazil, with a revision of the genus. **Studies on Neotropical Fauna and Environment 33**: 19-36.

Froehlich, C.G. 2001. *Guaranyperla*, a new genus in the Gripopterygidae (Plecoptera), p. 377-383. *In*: E. Dominguez

(ed.). **Trends in Research in Ephemeroptera and Plecoptera**. Kluwer Academic/Plenum, New York. 490 p.

Froehlich, C.G. 2002. *Anacroneuria* mainly from southern Brazil and northeastern Argentina (Plecoptera: Perlidae). **Proceedings of the Biological Society of Washington 115**: 75-107.

Froehlich, C.G. 2003. Stoneflies (Plecoptera: Perlidae) from the Brazilian Amazonia with the description of three new species and a key to *Macrogynoplax*. **Studies on Neotropical Fauna and Environment 38**: 129-134.

Froehlich, C.G. 2009. Plecoptera, p. 145-165. *In:* E. Domínguez & H.R. Fernández (eds.). **Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistemática y biologia**. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina. 654 p.

Froehlich, C.G. 2010a. Catalogue of Neotropical Plecoptera. **Illiesia 6**: 118-205.

Froehlich, C.G. 2010b. *Anacroneuria* (Plecoptera, Perlidae) from the Mantiqueira Mountains, São Paulo State, Brazil. **Zootaxa 2365**: 55-68.

Froehlich, C.G. 2011. Notes on *Kempnyia*, with the description of three new species (Plecoptera: Perlidae). **Illiesia 7**:133-141.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects**. Cambridge University Press, Cambridge, xvi+755 p.

Lecci, L.S. & C.G. Froehlich 2011. Taxonomic revision of *Gripopteryx* (Pictet, 1841) (Plecoptera: Gripopterygidae). **Zootaxa 2792**: 1-21.

Nelson, C. H. 1984. Numerical cladistic analysis of phylogenetic relationships in Plecoptera. **Annals of the Entomological Society of America 77**: 466-473.

Nelson, C.R. 1996. **Plecoptera. Stoneflies**. <http://tolweb.org/plecoptera>. Acesso: 17/out/2006.

Olifiers, M.H.; L.F.M. Dorvillé & J.L. Nessimian 2004. A key to Brazilian genera of Plecoptera (Insecta) based on nymphs. **Zootaxa 651**: 1-15.

Ribeiro-Ferreira, J.M. & J.A. Rafael 2005. A key to adult Amazonian stonefly genera with new geographical records of *Enderleina* Jewett for Brazil and first description of the *E. froehlichi* Ribeiro-Ferreira female (Insecta: Plecoptera). **Zootaxa 1096**: 61-67.

Righi-Cavallaro, K.O. & L.S. Lecci 2010. Three new species of *Anacroneuria* Plecoptera: Perlidae) from Center-West and Southeast Brazil. **Zootaxa 2683**: 35–44.

Stark, B.P.; C.G. Froehlich & M.C. Zúñiga 2009. Aquatic Biodiversity in Latin America. Vol. 5. **South American Stoneflies (Plecoptera)**. Pensoft, Sofia, Moscou. 145 p.

Zwick, P. 2000. Phylogenetic system and zoogeography of the Plecoptera. **Annual Review of Entomology 45**: 709-746.

Capítulo 20

EMBIOPTERA

Claudia A. Szumik

Clothodidae: *Clothoda nobilis*, fêmea

Clothodidae: *C. nobilis*, ninho em tronco de árvore

Archembiidae: *Pararhagadochir trachelia*, fêmea

Archembiidae: *P. trachelia*, ninho em folhiço

EMBIOPTERA Shipley, 1904

Claudia A. Szumik

Embioptera: do grego *embios* = vivo, vivaz; *pteron* = asa.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, variando de 4 a 30 mm de comprimento. Subsociais, vivem confinados em galerias de seda. Corpo tubular, um tanto achatado dorso-ventralmente. Ocelos ausentes. Antena moniliforme. Prognatos, mandíbula robusta na fêmea. Machos frequentemente com dentes reduzidos. Basitarso anterior globoso, com glândulas produtoras de seda. Fêmur posterior bastante desenvolvido. Dimorfismo sexual acentuado a partir do terceiro ínstar ninfal. Cerco dímero. Macho adulto geralmente alado, fêmea sempre áptera. Ovipositor reduzido. Aparelho copulador secundário formado por modificações dos últimos segmentos abdominais.

Introdução. Os embiópteros não têm nome popular no Brasil. Distribuem-se exclusivamente nas áreas quentes e temperadas do mundo. São conhecidas 395 espécies em 81 gêneros de nove famílias (Tab. 20.1). No continente americano, ocorrem cinco famílias, com aproximadamente 240 espécies e 50 gêneros (Tab. 20.1). O fato de que mais da metade das espécies e gêneros conhecidos da ordem se encontram no continente americano é apenas resultado do fato que os estudos taxonômicos dos últimos 20 anos têm se concentrado nessa região (Ross 2001, 2003a,b; Szumik 1998a,b, 2001). No Brasil, estão registradas 37 espécies em quatro das cinco famílias americanas (Tab. 20.2). Um terço das espécies americanas foi descrita para o Brasil. A estimativa é de mil a 2 mil espécies no mundo e cerca de 300 no Brasil.

Possuem glândulas de seda em todos os ínstares. A seda é utilizada para a construção de ninhos (galerias), onde a colônia vive confinada a maior parte do tempo. Os caracteres distintivos estão intimamente relacionados com a forma de vida. Dada a especificidade do hábitat, é um grupo pouco conhecido e, em geral, mal representado nas coleções entomológicas, exceto por alguns machos alados em coletas com armadilhas de luz e Malaise. Alguns trabalhos sobre os embiópteros do Brasil (Ross 1943; Costa Lima 1955) e de morfologia geral (Ross 2000) são de grande utilidade para o conhecimento do grupo.

São conhecidas seis espécies fósseis, três delas do continente americano: *Lithembia florissantensis* (Cockerell), de rochas do Mioceno de Florissant, Colorado, EUA, e *Oligembia vetusta* Szumik e *Anisembia vetehae* Szumik, ambas de âmbar dominicano, do Terciário Inferior (Szumik 1998c).

Endereços úteis para generalidades e citações bibliográficas são Earth-Life Web Productions (2005) e CSIRO (s.d.).

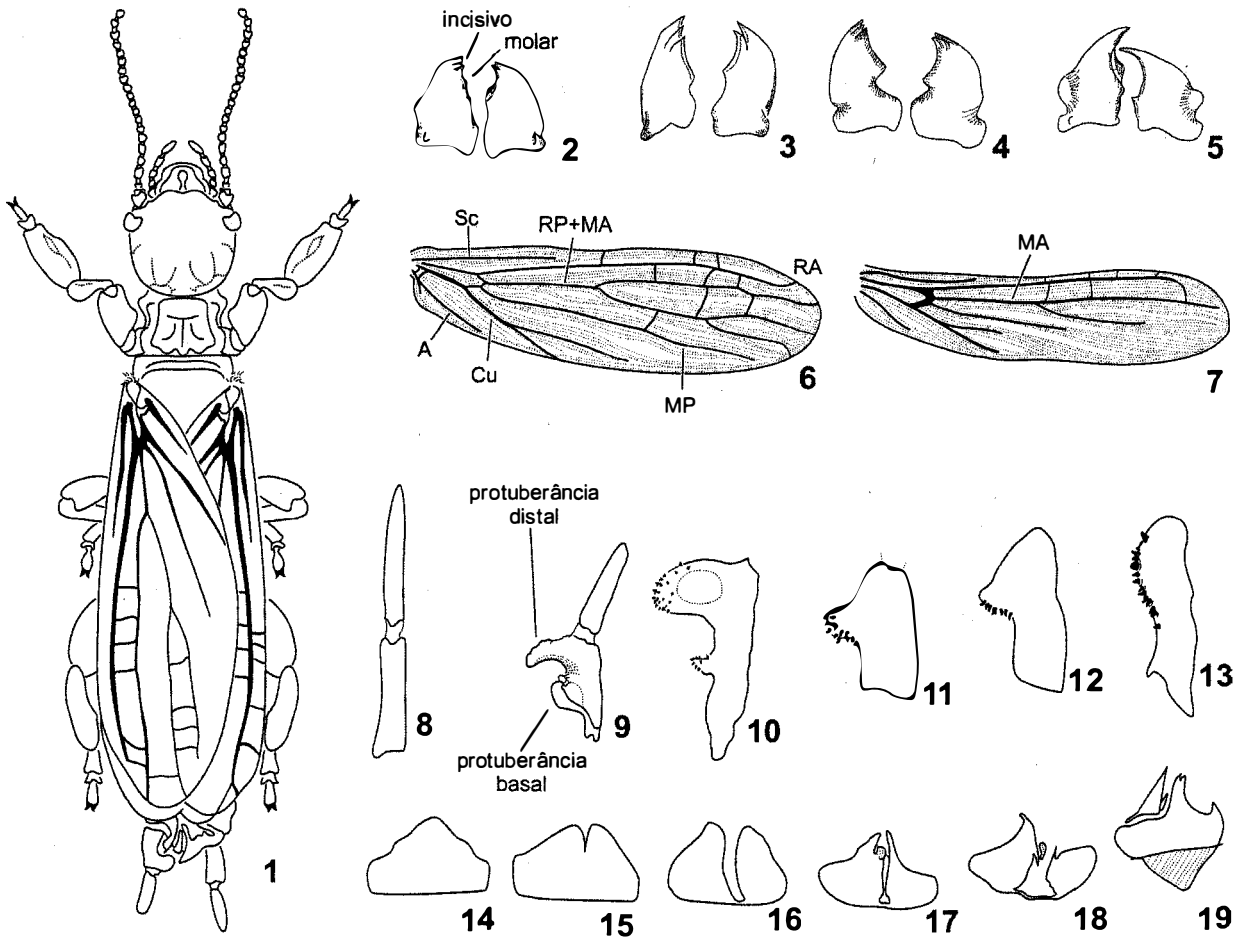
Embioptera também é tratado como Embiidina ou Embiodea. O nome Embioptera sempre foi o mais utilizado, até que Ross (1984) decidiu substituí-lo por Embiidina, justificando que o nome Embidina (com um i) foi o primeiro a ser utilizado para o grupo. Foi proposto como um nome suprafamiliar, não como nome da ordem. O Código de Nomenclatura Zoológica não regulamenta os nomes acima da categoria de família e, portanto, não respondem à lei de prioridade. Apesar da proposta de Ross (1984), o nome mais utilizado continua sendo Embioptera (ex.: na internet Embioptera aparece com mais de 50 mil citações, enquanto Embiidina aparece com pouco mais de três mil citações). Assim, o primeiro é adotado aqui.

Morfologia (adultos). Corpo tubular, um tanto achatado dorso-ventralmente. Medem entre 4 e 30 mm de comprimento. Coloração com tonalidades negra, castanha e âmbar, com combinações dessas com vermelho e alaranjado, bem como também iridescentes. Dimorfismo sexual acentuado a partir do terceiro ínstar ninfal (Figs. 20.1, 20). Olho composto pequeno nas fêmeas, volumoso, normal ou reduzido nos machos. Ocelos ausentes, exceto em alguns Clothodidae, que têm um par de ocelos rudimentares. Antena moniliforme. Aparelho bucal tipicamente ortopteroide, prognato. Gula presente, mandíbula muito robusta nas fêmeas; nos machos, robusta ou com redução ou ausência de dentes (Figs. 20.2-5). Palpo maxilar com cinco artículos, palpo labial com três. Paraglossa pequena e aguda. Pescoço com dois escleritos cervicais. Pernas relativamente curtas, adaptadas à vida em túneis. Tarsos trímeros. Basitarso anterior muito desenvolvido, globoso, com numerosas glândulas produtoras de seda. Fêmur posterior muito desenvolvido face à hipertrofia dos músculos depressores tibiais. Machos geralmente alados (Fig. 20.1). Asas subiguais, de coloração pardacenta, com bandas longitudinais despigmentadas muito características do grupo (Figs. 20.6-7). Região anal da asa geralmente reduzida. Venação simples, com veias longitudinais

simples ou bífidas, quase paralelas à margem da asa, e numerosas veias transversais; forte tendência à redução das veias longitudinais M, Cu e das veias transversais. Apterismo e braquipterismo frequentes em diferentes níveis da evolução do grupo (genérico, específico e populacional). Fêmeas sempre ápteras (Fig. 20.20). Abdômen com dez segmentos. Cerco com dois artículos, o basal com vários mecanorreceptores e o distal com um mecanorreceptor. Ovipositor muito reduzido. Margem distal do esternito VIII parcialmente dividido em dois lóbulos laterais (valvíferos primários) e uma placa central despigmentada e rugosa, por baixo da qual se encontra a abertura genital feminina (Figs. 20.25-27). Posteriormente à margem do esternito VIII, encontra-se a segunda placa, muito membranosa, com forma de bolso (valvíferos secundários); essa banda membranosa cobre parcialmente uma glândula secundária, posicionada na base do esternito IX. Para a cópula, o macho posiciona-se à direita da fêmea, retendo-a pelo tórax com as mandíbulas e pelo abdômen com os cercos. Os machos possuem um aparelho copulador secundário bastante complexo, formado pelo tergito X, esternito IX, paraproctos, epiprocto e cercos. Esses escleritos podem ser divididos, fundidos, com cerdas, carenas, ou microtríquias, bem como numerosas protuberâncias. Os trabalhos de anatomia interna e histologia com *Archembia kotzbaueri* (Navás) realizados por Lacombe (1964, 1965) são importantes para o conhecimento do grupo.

Imaturos. Ovos ovoide formato, em geral branco-amarelados, com opérculo piriforme. Córion com microesculturas hexagonais irregulares. O tempo de desenvolvimento de ovo a adulto varia de 70 a 350 dias (Edgerly 1988; Szumik 1999). O tempo de desenvolvimento das ninfas varia com a estação do ano e com o tamanho do indivíduo adulto (obs. pessoal). Passam por cinco ínstares ninfais (Szumik 1999), os quais são distinguidos com base no grau de esclerosação, de coloração, número e demarcação dos flagelômeros e produção de seda. A presença e grau de complexidade das pterotecas e das extremidades abdominais são úteis para distinguir os últimos três ínstares ninfais. As ninfas são menores, mas semelhantes aos adultos.

Biologia. Os ninhos dos embiópteros variam de poucos tubos de seda até construções muito complexas e intrincadas de tubos e câmaras. São encontrados na terra (até 30 cm de profundidade), em fendas, na serapilheira, sob troncos, sob pedras, na base de árvores, arbustos, cactáceas, na casca de árvores, independentemente do ambiente, inclusive em postes de luz e em construções velhas em áreas urbanizadas. Os ninhos sobre casca de árvores são típi-



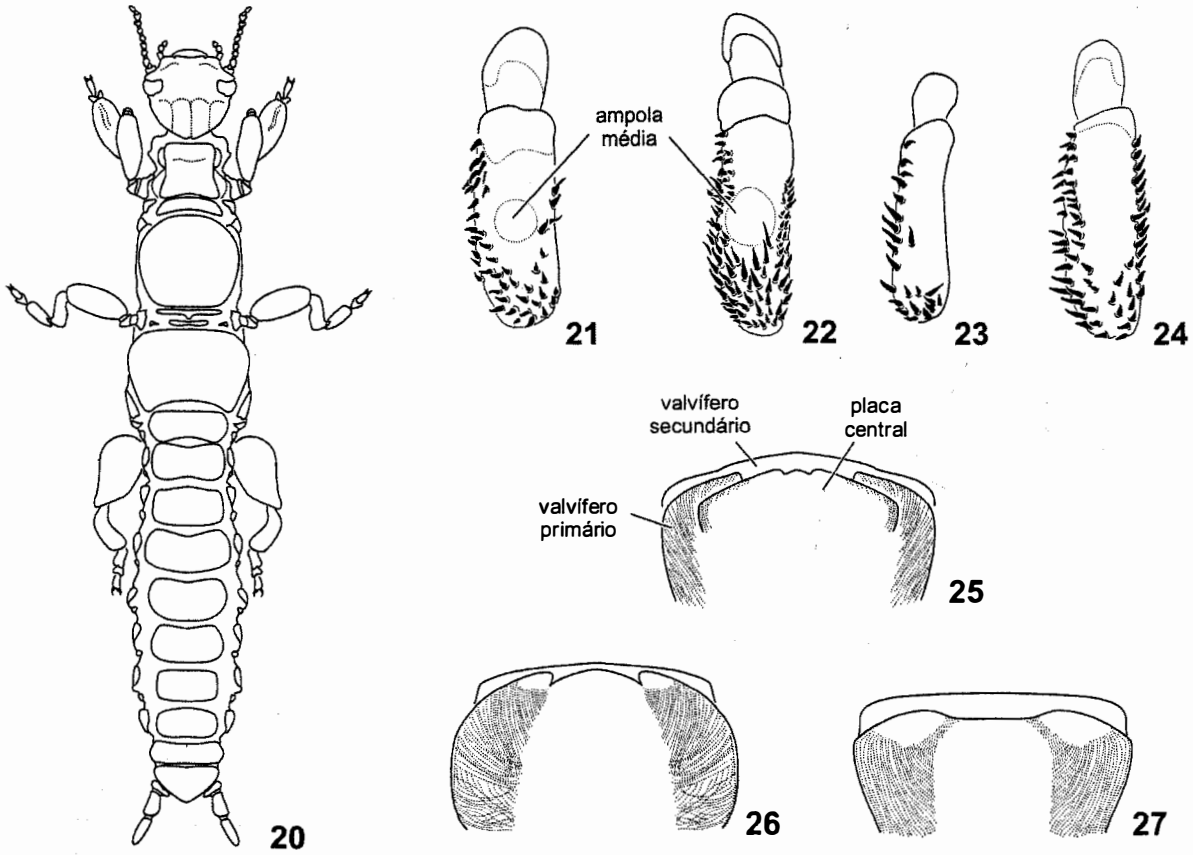
Figuras 20.1-19. Morfologia de Embioptera. **1**, macho adulto, vd; **2-5**, mandíbulas; **2**, Clothodidae; **3**, Archembiidae; **4**, Teratembiidae; **5**, Anisembiidae; **6**, asa anterior, Archembiidae; **7**, asa anterior, Anisembiidae; **8**, artículo basal e apical do cerco, Clothodidae; **9**, artículo basal e apical do cerco, Teratembiidae; **10-13**, artículo basal do cerco; **10**, Archembiidae (tipo *Gibocercus*); **11**, Archembiidae (tipo *Archembia*); **12-13**, Anisembiidae; **14-19**, tergo X.

cos de ambientes úmidos, enquanto que os ninhos sob troncos ou pedras são de ambientes secos ou semiáridos (Ross 2000). São subsociais, dado que um mesmo ninho é compartilhado por várias fêmeas adultas e suas ninfas. Excepcionalmente foram observados indivíduos solitários. A condição mais generalizada no grupo é o cuidado maternal. As fêmeas adultas cuidam da massa de ovos e, em muitos casos, o cuidado e alimentação de suas ninfas. Os trabalhos sobre comportamento comunitário, cuidado maternal e construção de ninhos realizados por Edgerly (1988, 1994, 1997) e Edgerly *et al.* (2002) indicaram que muitas dessas características são úteis para a classificação superior do grupo.

Classificação – As classificações propostas por Ross (2001, 2003a,b) baseiam-se exclusivamente em características da terminália masculina. Carece de um tratamento cladístico e normalmente os gêneros e as espécies foram descritos sem diagnoses, sem ilustrações ou somente com padrões de coloração. Estudos cladísticos utilizando dados morfológicos da cabeça, asas, terminália e quetotaxia de fêmeas e machos (Szumik 1996; Szumik *et al.* 2003, 2008) e estudos taxonômicos sobre as famílias (Szumik 1994, 1998b, 2004) indicam que várias famílias e gêneros são parafiléticos. Assim, alguns grupos foram reformulados, como Archembiidae (Szumik 2004), vários gêneros tendo sido transferidos de famílias e espécies sinonimizadas (Szumik 1996, 2004; Szumik *et al.*, 2008). A classificação aqui adotada é a de Szumik (2004) e Szumik *et al.*, (2008). Os números entre parênteses referem-se ao total de espécies registradas para o Brasil.

1. Anisembiidae (9)
2. Archembiidae (19)
3. Clothodidae (3)
4. Teratembiidae (6)
   Andesembiidae
   Oligotomidae
   Notoligotomidae
   Australembiidae
   Embiidae

Relações filogenéticas (Fig. 20.28). Estudos filogenéticos recentes (Szumik 1996; Szumik *et al.* 2003, 2008) indicaram que Clothodidae é parafilética, com alguns gêneros (por exemplo, *Chromatoclothoda* Ross) mais relacionados com os outros embiópteros por compartilharem assimetria da terminália masculina. Os teratembiídeos e oligotomídeos formam o próximo grupo mais basal após os clotodídeos. Essa hipótese está bem suportada por caracteres da mandíbula e da terminália. Anisembiidae é o grupo-irmão do conjunto formado por Embiidae, Australembiidae, Notoligotomidae e Archembiidae, indicado por numerosos caracteres da asa, mandíbula e da terminália. Todas as análises cladísticas indicam que Embiidae (Fig. 20.28) deve ser redefinido, dado que vários gêneros estão mais relacionados com outras famílias (por exemplo, Australembiidae) do que com outros gêneros de Embiidae (Szumik *et al.* 2003; Szumik 2004). Futuros estudos cladísticos definirão se Andesembiidae é um grupo natural ou se faz parte de Anisembiidae, tendo em vista que compartilha vários caracteres da mandíbula, da asa e da genitália.



Figuras 20.20-27. Morfologia de Embioptera. 20, fêmea adulta, vd; **21-22**, basitarso posterior direito com ampola média; **23-24**, basitarso posterior direito sem ampola média; **25-27**, diferentes formas do esterno VIII da terminália feminina.

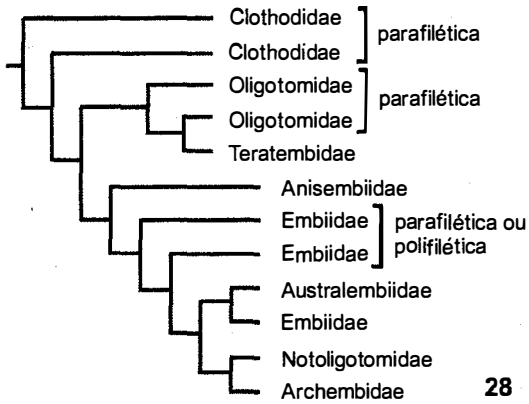


Figura 20.28. Esquema geral das relações filogenéticas entre as principais famílias de Embioptera. Fonte: Szumik *et al.* (2003).

Importância. Os Embioptera não têm importância econômica, se bem que ocasionalmente são encontrados em cultivos de flores ornamentais. Não causam danos prejudiciais aos cultivos, sendo apenas uma questão de estética pela presença de tubos de seda

Coleta e fixação. Os machos alados são coletados ocasionalmente com armadilhas de luz e Malaise. A coleta de colônias com todos os indivíduos e sua criação em laboratório é o mais apropriado e frutífero. Podem ser mantidas em placas de Petri ou frascos de vidro. O cuidado em laboratório é simples, sendo necessário apenas manter a temperatura e a umidade estáveis. Dessa maneira, obtém-se bom número de adultos e jovens para cada colônia. Os exemplares devem ser fixados em álcool 70%. A montagem em lâminas de microscopia não é recomendável, porque é necessário observar os espécimes em várias posições, o que é impossível após a montagem.

Chave para famílias, machos, adultos

1. Veia MA simples (Fig. 20.7). Se áptero, mandíbula em forma de estilete (Fig. 20.5), com um ou dois dentes incisivos e um ou nenhum dente molar ..... **1. Anisembiidae**

— Veia MA bífida (Fig. 20.6). Se áptero, mandíbula robusta (Figs. 20.2-4), com dois a três dentes incisivos e molares bem desenvolvidos **2**

2(1). Cerco basal esquerdo subcilíndrico, sem protuberância nem cerdas na face interna (Fig. 20.8). Tergo X não dividido e sem protuberâncias (Fig. 20.14) ou dividido longitudinalmente formando lóbulos pouco esclerosados (Figs. 20.15-16) .... **3. Clothodidae**

— Cerco basal esquerdo assimétrico, com uma protuberância ou saliência apical, com ou sem cerdas (Fig. 20.9-13). Tergo X dividido (Figs. 20.17-19) e com protuberâncias simples ou complexas, mas bem esclerosadas **3**

3(2). Basitarso posterior sem ampola média (como na Fig. 20.23). Protuberância apical do cerco esquerdo sem cerdas; protuberância basal sempre presente, com uma, duas ou três cerdas (Fig. 20.9). Tergo X como na Fig. 20.19..... .....**4. Teratembiidae**

— Basitarso posterior com ampola média (como nas Figs. 20.21-22). Se ausente (Fig. 20.24), protuberância apical do cerco esquerdo com cerdas e protuberância basal ausente (Fig. 20.11); se presente com numerosas cerdas (Fig. 20.10). Tergo X como na Fig. 20.18 ..... **2. Archembiidae**

Chave para fêmeas, adultas

1. Valvífero primário e placa central bem diferenciados (Figs. 20.25-26) **2**

— Valvífero primário e placa central inconspícuos ou levemente diferenciados por coloração (Fig. 20.27) **3**

2(1). Basitarso posterior sem ampola média (Fig. 20.23) .... **1. Anisembiidae**

— Basitarso posterior com ampola média (Figs. 20.21-22) .... **2. Archembiidae**

3(1). Basitarso posterior sem ampola média (Fig. 20.23) .... **4. Teratembiidae**

— Basitarso posterior com ampola média (Figs. 20.21-22) .... **3. Clothodidae**

1. Anisembiidae. Ross (2003b) recentemente publicou um estudo taxonômico que incluiu a descrição de novos gêneros e espécies. Apesar do seu monofiletismo bem sustentado em diferentes estudos cladísticos, muitos dos novos gêneros revelaram-se polifiléticos (Szumik 1996; Szumik *et al.* 2003). Para o Brasil, são registradas nove espécies, das quais três pertencem a gêneros monotípicos.

2. Archembiidae. Foi redefinida recentemente, elevada ao nível de família. Os 15 gêneros americanos e três gêneros africanos foram redefinidos em bases filogenéticas (Szumik 2004). No continente americano, ocorre do México à Argentina. Das 59 espécies americanas, 19 foram descritas ou são conhecidas para o Brasil (Tab. 20.2). Os gêneros *Ambonembia* Ross, *Archembia* Ross, *Biguembia* Szumik, *Embolyntha* Davis, *Gibocercus* Szumik e *Pararhagadochir* Davis, presentes no Brasil, são exclusivamente sul-americanos. *Dolonembia* Ross, *Litosembia* Ross e *Xiphosembia* Ross são monotípicos e exclusivos do Brasil.

3. Clothodidae. Exclusivamente sul-americana e definida como o grupo "mais simples" (Ross 1987; Szumik 1996). Seu monofiletismo precisa ser testado, dado que os caracteres utilizados por Ross (1987) para caracterizar a família na realidade definem um grupo maior, os próprios embiópteros. Análises filogenéticas de Szumik (1996) e Szumik *et al.* (2008) apoiam a monofilia de *Antipaluria* Enderlein e *Chromatoclothoda* Ross, dado que o gênero *Clothoda* Enderlein foi utilizado nessas análises como táxon grupo para enraizamento, a presente parafilia de Clothodidae era inevitável. Três espécies são conhecidas para o Brasil (Tab. 20.2), uma delas no gênero monotípico *Cryptoclothoda* Ross.

4. Teratembiidae. Seu monofiletismo tem sido consistente em diferentes estudos cladísticos (Szumik 1994, 1996; Szumik *et al.* 2003, 2008), assim como sua posição no cladograma como grupo-irmão de Oligotomidae (Fig. 20.28). Conta com um gênero monotípico da África e três gêneros da América, *Teratembia* Krauss, *Oligembia* Davis e *Diradius* Friederichs, dos quais *Oligembia*, o mais basal, é parafilético (Szumik 1994; Szumik *et al.* 2003). Os teratembiídeos americanos distribuem-se do sul dos EUA e ilhas do Caribe até o centro da Argentina; seis espécies são conhecidas para o Brasil.

Agradecimentos. Aos Drs. José Albertino Rafael e Pablo Goloboff, por comentários e críticas, e ao primeiro pela tradução do texto.

Referências bibliográficas

Costa Lima. A.M. da, 1955. Embioptera do Brasil. **Agronomia Rio de Janeiro 14**: 207-212.

CSIRO (s.d.). Embioptera: web spinners. <http://www.ento.csiro.au/education/insects/ embioptera.html>. Acesso: 15/jun/2006.

Earth-Life Web Productions 2005. **The web spinners (Embioptera).** <http://www.earthlife.net/insects/embiop.html>. Acesso: 17/jul/2006.

Edgerly, J.S. 1988. Maternal behavior of a webspinner (Order Embiidina): mother-nimph associatons. **Ecological Entomology 13**: 263-272.

Edgerly, J.S. 1994. Is group living an antipredator defence in a facultativele communal webspinner (Embiidina: Clothodidae)?. **Journal of Insect Behavior 7**: 135-147.

Edgerly, J.S. 1997. Life beneath silk walls: a review of the primitive social Embiidina, p. 15-25. *In*: J. Choe & B. Crespi (eds.). **The Evolution of Social Behavior in Insects and Arachnids.** Cambridge Universite Press. 551 p.

Edgerly, J.S.; J.A. Davilla & N. Schoenfeld 2002. Silk spinning behavior and domicile construction in webspinners. **Journal of Insect Behavior 15**: 219-242.

Lacombe, D. 1964. Contribuição ao estudo dos Embiidae. VII. Musculatura da região cefálica de *Embolyntha batesi* Mac Lachlan 1877. **Boletim do Museu Nacional, Rio de Janeiro, Zoologia 245**:1-20.

Lacombe, D. 1965. Contribuição ao estudo dos Embiidina. VIII: Anatomia, histologia e excreção de corantes pelos tubos de Malpighi de *Embolyntha batesi* Mac Lachlan, 1877 (Embioptera). **Anais da Academia Brasileira de Ciências 37**: 503-517.

Ross, E.S. 1943. Metodos de recolecção, crianza e estudio de los embiópteros. **Revista de Entomologia, Rio de Janeiro 14**: 441-446.

Ross, E.S. 1984. A synopsis of the Embiidina of the United States. **Proceedings of the Entomological Society of Washington 86**: 82-93.

Ross, E.S. 1987. Studies in the Insect Order Embiidina: A revision of the family Clothodidae. **Proceedings of the California Academy of Sciences 45**: 9-34.

Ross, E.S. 2000. Origin, relationships and integumental anatomy of the insect order Embiidina. *Embia*, Part 1. **Occasional Papers of the California Academy of Sciences 149**: 1-53.

Ross, E.S. 2001. The Embiidae of the Americas (order Embiidina). *Embia*, Part 3. **Occasional Papers of the California Academy of Sciences 150**: 1-86.

Ross, E.S. 2003a. Andesembiidae, a new Andean family of Embiidina. *Embia*, Part 4. **Occasional Papers of the California Academy of Sciences 153**: 1-13.

Ross, E.S. 2003b. A review of the family Anisembiidae with descriptions of new taxa. *Embia*, Part 5. **Occasional Papers of the California Academy of Sciences 154**: 1-123.

Szumik, C.A. 1994. *Oligembia vetusta*, a new fossil Teratembiid (Embioptera) from Dominican Amber. **Journal of the New York Entomological Society 102**: 67-73.

Szumik, C.A. 1996. The higher classification of the order Embioptera: a cladistic analysis. **Cladistics 12**: 41-64.

Szumik, C.A. 1998a. Primer registro para la Argentina de la família Anisembiidae (Embioptera). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 57**: 1-5.

Szumik, C.A. 1998b. Two new neotropical genera of Embiidae (Embioptera, Insecta). **Journal of the New York Entomological Society 105**: 140-153.

Szumik, C.A. 1998c. Una nueva especie de *Anisembia* (Embioptera, Anisembiidae) en Ambar Dominicano. **Revista Brasileira de Entomologia 42**: 7-8.

Szumik, C.A. 1999. Avances sobre la biología de *Pararhagadochir trachelia* (Navás) (Embioptera: Embiidae). **Boletín de Entomologia Venezolana 14**: 81-85.

Szumik, C.A. 2001. Nuevos Embiópteros de América del Sur. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 60**: 257-272.

Szumik, C.A. 2004. Phylogenetic systematics of Archembiidae (Embiidina, Insecta). **Systematic Entomology 29**: 215-237.

Szumik C.A.; J.S. Edgerly & C. Hayashi 2003. Phylogenetics of Embioptera (=Embiidina). **Entomologische Abhandlugen 61**: 131.

Szumik C.A.; J. Edgerly; C. Hayashi 2008. Phylogeny of Embiopterans (Insecta). **Cladistics 24**: 993-1005.

Tabela 20.1. Número de gêneros (gen.) e espécies (spp.) conhecidas para as famílias de Embioptera para diferentes áreas.

	Brasil		México		Argentina		América		Global	
Famílias	gen.	spp.	gen.	spp.	gen.	spp.	gen.	spp.	gen.	spp.
Anisembiidae	6	9	7	38	1	3	24	111	24	111
Archembiidae	9	19	3	8	6	10	17	59	20	68
Clothodidae	3	3	-	-	-	-	4	17	5	18
Teratembiidae	3	6	2	9	3	10	3	43	4	44
Andesembiidae	-	-	-	-	-	-	2	7	2	7
Oligotomidae	-	-	-	-	-	-	-	-	3	51
Notoligotomidae	-	-	-	-	-	-	-	-	2	3
Australembiidae	-	-	-	-	-	-	-	-	2	17
Embiidae	-	-	-	-	-	-	-	-	19	79
Total	21	37	12	54	10	23	50	234	81	395

Tabela 20.2. Lista de espécies de Embioptera registrados para o Brasil.

Família / espécie	Registros geográficos
Clothodidae	
Chromatoclothoda elegantula Ross,1987	AM
Clothoda nobilis (Gerstaecker, 1888)	AM
Cryptoclothoda spinula Ross, 1987	PA
Anisembiidae	
Stenembia exigua Ross, 1972	PA
Isosembia aequalis (Ross, 1944)	SC
Cryptembia amazonica Ross, 2003	AP
C. paraensis Ross, 2003	PA
C. rondonia Ross, 2003	RO
Brasilembia beckeri Ross, 2003	RJ, SC
Chelicerca rioensis Ross, 2003	RJ
Chelicerca rondonia Ross, 2003	RO
Oncosembia biarmata Ross, 2003	BA
Archembiidae	
Ambonembia amazonica (Ross, 2001)	AP, RO
Archembia bahia Ross, 2001	BA
A. batesi (Mac Lachlan, 1877)	AP, AM RO; Peru
A. dilata Ross, 2001	PR, BA
A. kotzbaueri (Navás, 1925)	BA até SP
A. paranae Ross, 2001	PR; Argentina
Biguembia cocum Szumik, 1998	MT
B. multivenosa Ross, 2001	PI
B. obscura (Ross, 2001)	AM, RO; Peru
Dolonembia taripae Ross, 2001	MT
Embolyntha braziliensis (Gray, 1832)	RJ
E. guyana (Ross, 2001)	AP, PA; Guiana
Gibocercus urucumi Szumik, 1998	MT
Litosembia oligembiodes Ross, 2001	PA
Pararhagadochir balteata Ross, 1972	SP
P. bicingillata (Enderlein1909)	PA, AM, GO; Guiana
P. christae Ross, 1972	PA
P. minuta Ross, 2001	CE, PB, BA
Xiphosembia amapae Ross, 2001	AP
Teratembiidae	
Diradius plaumanni (Ross, 1944)	SC; Argentina
D. pusillus Friederichs, 1934	SC
Oligembia bicolor Ross, 1944	SC
O. versicolor Ross, 1972	PA - Marajó
O. unicolor Ross, 1944	SC
Teratembia producta (Ross, 1944)	SC; Argentina

Capítulo 21

ORTHOPTERA

Carlos Frankl Sperber
Carina Marciela Mews
Marcos Gonçalves Lhano
Juliana Chamorro
Alejo Mesa†

Phasmatodeidae: *Paraphidnia* sp.

Pyrgomorphidae (casal)

Romaleidae

Acrididae: *Monachidium lunum*

ORTHOPTERA Olivier, 1791

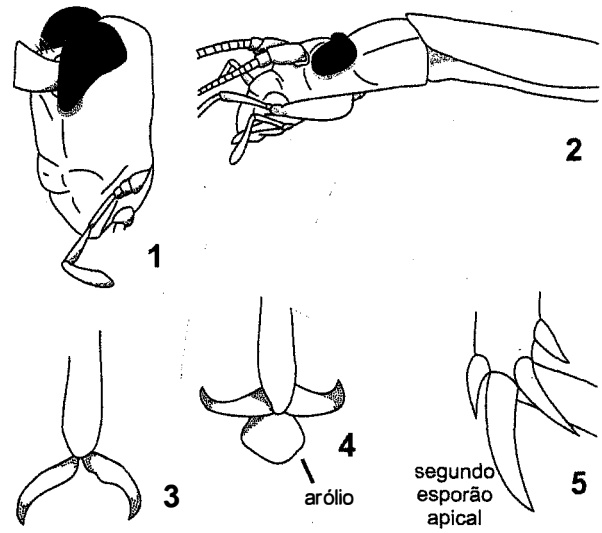
Carlos Frankl Sperber
Carina Marciela Mews
Marcos Gonçalves Lhano
Juliana Chamorro
Alejo Mesa [†] *(in memoriam)*

Orthoptera: *orthos* = reto, plano; *pteron* = asas. Refere-se à presença de tégminas planas, não dobradas transversalmente e retas.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, com aparelho bucal mastigador, predominantemente fitófagos, variando de 5 a 150 mm de comprimento. Cabeça hipognata (Fig. 21.1), raramente prognata, como em Oecanthidae (Fig. 21.2). Antena multiarticulada. Pronoto descendente, cobrindo a propleura. Asa anterior do tipo tégmina. Asa posterior, quando presente, larga, membranosa, com muitas veias longitudinais e transversais, dobradas longitudinalmente, abaixo da tégmina, quando em repouso. Fêmur posterior dilatado, adaptado para o salto. Órgão timpânico na tíbia anterior na subordem Ensifera (Figs. 21.16-18) ou na região basal lateral do abdômen na subordem Caelifera (Fig. 21.43). Abdômen com onze segmentos, segmentos VIII e IX visíveis, dois ou três segmentos distais reduzidos. Cerco geralmente unissegmentado. A maioria das espécies tem um mecanismo X0♂/ XX♀ de determinação do sexo.

Introdução. Os ortópteros são conhecidos popularmente como gafanhotos (Figs. 21.60, 65-66), grilos (Figs. 21.28-35), esperanças (Figs. 21.36-39, 41) e paquinhas (Fig. 21.42). São bem conhecidos pela capacidade de pular quando incomodados e algumas espécies também pela capacidade de emitir sons, principalmente durante o período noturno. A maioria das espécies é fitófaga. Algumas espécies são predadoras de outros insetos, como Listroscelidinae (Tettigoniidae) (Fig. 21.37). Outras alimentam-se de matéria orgânica em decomposição, fezes de morcegos em cavernas ou de fungos, como várias espécies de grilos Phalangopsidae (Fig. 21.30). As espécies variam em comprimento desde 5 mm, em tridactilídeos e mirmecofilídeos, até mais de 120 mm, em gafanhotos *Tropidacris* Scudder e *Titanacris* Scudder, que ocorrem na vegetação de cerrados e florestas do Brasil, e algumas espécies de Tettigoniidae, que alcançam até 15 cm (Phaneropterinae , Steirodontini). São cosmopolitas, mais abundantes nas regiões tropicais e subtropicais, mas ocorrem também em hábitats frios de grande altitude ou de latitudes altas, e só estão ausentes nas regiões polares. Mais de 33 mil espécies são conhecidas (Eades & Otte 2009), cerca de 1.480 registradas no Brasil, ainda que esse número deva ser de pelo menos 40 mil no mundo e cerca de 5 mil espécies no Brasil.

Para Ensifera, já foram descritas mais de nove mil espécies neotropicais, em 20 famílias e 1.935 gêneros. Para o Brasil, há registro de 748 espécies, em 285 gêneros e 16 famílias. Para Caelifera, já foram descritas mais de 2.200 espécies neotropicais, em 10 famílias e 546 gêneros. Para o Brasil, há registro em todas as famílias, de 734 espécies, em 450 gêneros.



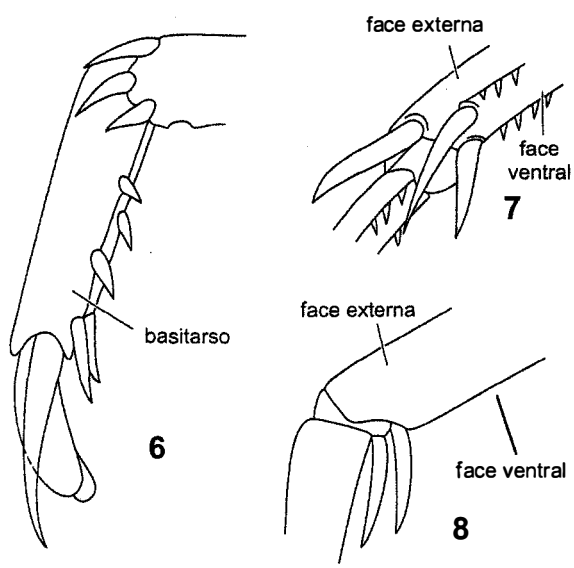
Figuras 21.1-5. Ensifera, exceto figura 4, Caelifera. **1**, cabeça hipognata de *Paragryllus* sp. (Paragryllidae), com palpo maxilar muito curto em relação à cabeça; **2**, cabeça prognata de *Oecanthus* sp. (Oecanthidae), com pronoto retangular, distintamente mais longo do que largo; **3**, garra tarsal sem arólio de *Endecous aguassay* Mews & Sperber (Phalangopsidae); **4**, garra tarsal de *Bucephalacris bohlsii* (Giglio-Tos) (Acrididae); **5**, face interna da tíbia posterior de *Paragryllus* sp. (Paragryllidae).

As linhagens de Caelifera modernas devem ter idade semelhante a Ensifera, sendo que a maioria data do Triássico e do Cretáceo (Sharov 1968)

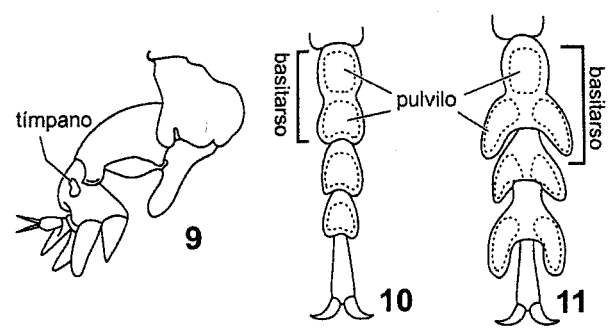
A base de dados taxonômicos *online* "Orthoptera Species Files 2" apresenta informações atualizadas sobre sistemática, distribuição, referências taxonômicas e *links* para fotografias de tipos, bioacústica, filogenia e outras informações em Eades & Otte (2009).

Morfologia (adultos). Cabeça tipicamente hipognata (Fig. 21.1), exceto em Oecanthidae (Fig. 21.2), prognata, com as peças bucais projetadas para frente. Antena varia de tamanho segundo os grupos: mais curta que o corpo, com menos de 30 artículos, em Caelifera (Fig. 21.44), e geralmente mais longa que o corpo, filiforme, com mais de 30 artículos, em Ensifera. Olhos de tamanho médio a grande, muito reduzidos em espécies que vivem em cavernas, tocas ou em cupinzeiros e formigueiros. Três ocelos, às vezes menos, ou ausentes. Mandíbula grande, com forma adaptada ao tipo de alimentação, às vezes assimétrica, como em espécies predadoras de Listroscelidinae (Tettigoniidae) (Fig. 21.37). Maxila com dois artículos proximais (cardo e estipe) e dois distais (lacínia e gálea). Palpo maxilar com cinco artículos, raramente seis. Lábio dividido em submento, mento e premento, palpo labial trímero. Protórax usualmente capaz de movimentar-se parcialmente em relação ao meso e metatórax, que formam uma peça única. As laterais do pronoto descem cobrindo a propleura; linha média dorsal do protórax pode ser quilhada, como em várias espécies de gafanhotos Romaleidae (Fig. 21.45). Prosterno de algumas espécies com um ou dois tubérculos, importantes para a identificação de alguns táxons, considerando sua forma e tamanho. Espiráculos meso e metatorácicos presentes (Fig. 21.46). Primeiro e segundo par de pernas cursoriais; em algumas espécies predadoras, são modificados, com espinhos fortes e curvos para segurar as presas (Ensifera: Listroscelidinae). Em espécimes cavadores de Gryllotalpidae (Figs. 21.9, 42) e Tridactylidae, o primeiro par de pernas é modificado para cavar tocas. Perna posterior maior que as duas anteriores e adaptada para o salto, com o fêmur dilatado pela presença de musculatura forte. Em gafanhotos semiaquáticos (principalmente nos Leptysminae, Marelliinae e Pauliniinae), a tíbia e tarso posteriores são expandidos lateralmente para deslocamento rápido sob ou sobre a superfície da água (Fig. 21.47). Quando ocorrem espinhos e dentículos no dorso e ápice da tíbia posterior, são caracteres taxonômicos importantes para a identificação. Tarsos tetrâmeros nos Stenopelmatidae e Tettigoniidae, e trímeros nos Gryllidae e Acrididae. Último tarsômero com uma ou duas garras curvas e com arólio (este só nos gafanhotos) (Fig. 21.4). A recepção dos sons é feita por órgãos timpânicos. Nos Ensifera, os tímpanos, quando presentes, estão nas tíbias anteriores (Figs. 21.16-18); nos Caelifera, nas laterais do primeiro segmento abdominal (Fig. 21.43).

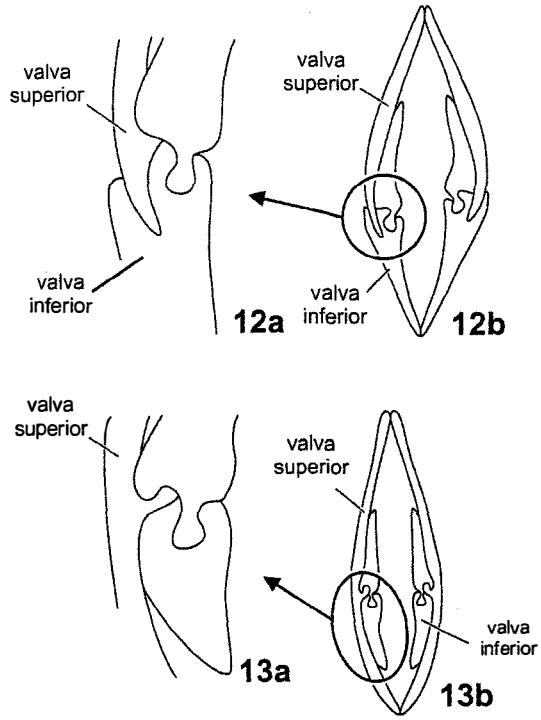
A maioria dos ortópteros possui asas desenvolvidas, mas não é raro asas curtas ou ausentes. O primeiro par de asas é do tipo tégmina, cuja função é proteger o segundo par de asas, além de participar da produção do som e alteração de sua ressonância. O segundo par de asas é membranoso, responsável pelo voo. Dois pares de asas geralmente presentes, mas há espécies sem o segundo par, como Phalangopsidae (Fig. 21.30), ou ápteros, como Trigonidiidae e Nemobiinae (Fig. 21.33). A maioria das espécies com o segundo par de asas presente tem a área anal bem desenvolvida, em forma de leque. O sistema de veias é muito variável. São frequentes veias transversais conectando as longitudinais. Abdômen normalmente com onze segmentos, de tegumento liso, às vezes rugoso nas espécies ápteras ou braquípteras. O tergito X forma a placa supra-anal ou epiprocto (Fig. 21.48), às vezes fundido com o tergito XI. O esternito XI forma os paraproctos ventralmente de cada lado da abertura anal. Usualmente há um par de cercos unissegmentados (Fig. 21.48), mas alguns gêneros de tridactilídeos têm dois pares. O esternito IX forma a placa subgenital provida de



Figuras 21.6-8. Ensifera. **6,** ápice da tíbia posterior, primeiro e segundo tarsômeros de *Trigonidomimus* sp. (Podoscirtidae), face externa; **7,** esporões apicais da tíbia anterior de *Gryllus* sp. (Gryllidae) dispostos em triângulo; **8,** Esporões apicais ventrais da tíbia anterior de *Endecous aguassay* Mews & Sperber (Phalangopsidae).

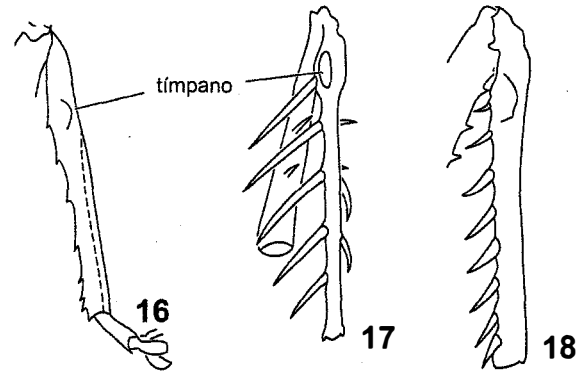


Figuras 21.9-11. Ensifera. **9,** perna anterior fossorial de *Scapteriscus* sp. (Gryllotalpidae), face interna; **10,** tarso posterior de *Cratomelus* sp. (Anostostomatidae) mostrando o basitarso com dois pulvilos; **11,** tarso posterior de *Gryllacris* sp. (Stenopelmatidae) mostrando o pulvilo distal do basitarso dividido em dois. Fonte: figs. 10-11 modificado de Gorochov (2001).



Figuras 21.12-13. Ensifera, sessão transversal do ovipositor. **12,** *Cratomelus* sp. (Anostostomatidae); **A**, parte inferior da valva superior inserida em uma cavidade da valva inferior; **B**, valva inferior não recoberta pela valva superior; **13,** de *Gryllacris* sp. (Stenopelmatidae); **A**, detalhe da parte inferior da valva superior recobrindo completamente a valva inferior; **B**, valva superior circundando a valva inferior. Fonte: Gorochov (2001).

um par de estilos nos tetigonioideos e estenopelmatoideos. A genitália masculina é invaginada entre a placa supra-anal e a subgenital (esternitos IX e X). Durante o acasalamento, a genitália pode ser extrovertida para transferir o espermatóforo. Os escleritos fálicos diferem bastante entre as diferentes famílias de Orthoptera (ver Desutter-Grandcolas 2003; Caelifera: ver Amédégnato 1976; Eades 2000). Na genitália feminina, o ovipositor compreende três pares de valvas, das quais a interior, ou média, é geralmente muito reduzida ou ausente. Nos grilos (Grylloidea), o ovipositor é tubular e, nos Tettigonioidea e Stenopelmatoidea, é comprimido lateralmente. Em Ensifera, o ovipositor pode ser mais longo que o corpo, como em Copiphorini (Tettigoniidae, Fig. 21.27), curto,

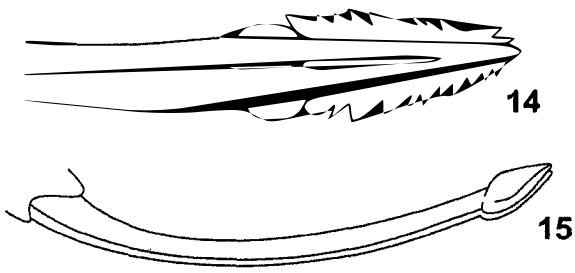


Figuras 21.16-18. Tíbia anterior de Ensifera,Tettigoniidae.**16,** *Gongrocnemis peruviana* Piza; **17,** *Phlugis ocraceovittata* Piza; **18,** *Megatympanon speculatum* Piza.

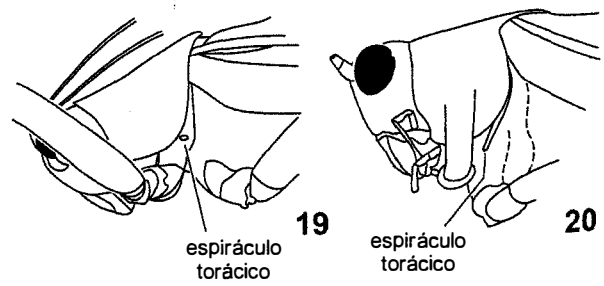
como nos Phaneropterinae (Tettigoniidae, Fig. 21.26), ou rudimentar, como em *Anurogryllus* Saussure, *Hemigryllus* Saussure e *Paranurogryllus* Mesa & Garcia (Gryllidae). Em Caelifera, o ovipositor é curto, constituído por três pares de valvas (um par dorsal, um par ventral e um par mediano), sendo as dorsais e ventrais fortes, articuladas e adaptadas para a oviposição em terra (Fig. 21.49).

Imaturos. Os ovos em geral são cilíndricos na maioria de Ensifera e Caelifera, às vezes ligeiramente curvos ou achatados para facilitar a oviposição no interior de folhas, como em Phaneropterinae. No nascimento, a cutícula externa do ovo rompe-se por uma ampola cervical extroversível e usualmente ajudada pela ação cortante de uma fileira de dentes na frente da cabeça da ninfa. Os jovens recém-nascidos têm o aspecto geral parecido ao adulto, mas sem asas e com menor quantidade de artículos antenais. Após uma série de mudas e crescimento, os rudimentos de asas, que nos primeiros estádios ocupavam uma posição lateral, migram para uma posição dorsal, com o segundo par de asas sobrepondo-se o primeiro par, em uma posição invertida.

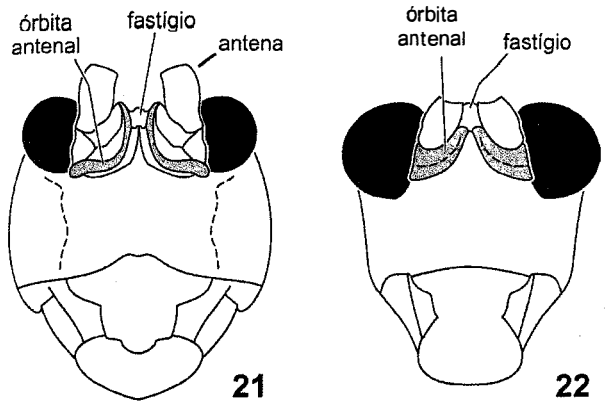
Biologia. A maioria das espécies de ortópteros (assim como os demais ortopteroides) tem um mecanismo X0♂/ XX♀ de determinação do sexo (Mesa *et al.* 2004). Os ovos são postos isoladamente, em pequenos grupos (Ensifera) ou em blocos. Os ovos dos gafanhotos possuem coloração que varia do branco ao amarelo, geralmente envolvidos por substância espumosa (Fig. 21.51), aparentemente



Figuras 21.14-15. Ensifera, ovipositor. **14,** ápice do ovipositor de uma espécie não descrita de Podoscirtidae, vl; **15,** ovipositor de *Eneoptera surinamensis* (De Geer) (Eneopteridae), vld, extremamente achatado dorso-ventralmente.

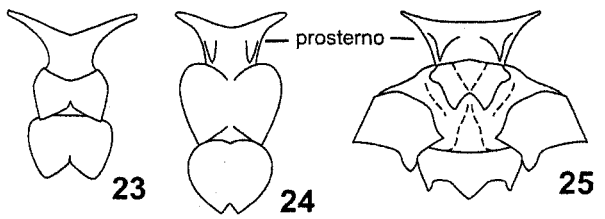


Figuras 21.19-20. Localização do espiráculo torácico, Ensifera, Tettigoniidae. **19,** *Enthacanthodes* sp.; **20,** em forma de fenda em *Ceraia cornutoides* Caudell.

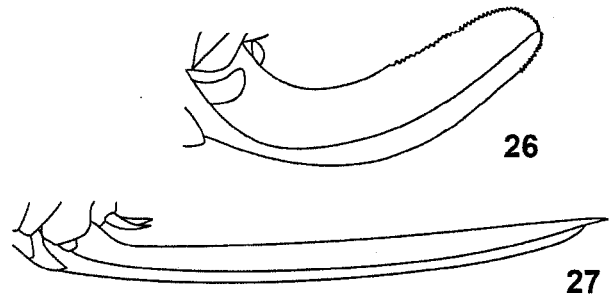


Figuras 21.21-22. Cabeça de Ensifera,Tettigoniidae. **21,** *Gongrocnemis (Melanocnemis) ignota* Piza, vf.; **22,** *Euceraia nifovariegata* (Chopard), vf.

ausente nas oviposições de Proscopiidae. A maioria das espécies deposita os ovos diretamente no solo, mas algumas fazem oviposição endofitica (Leptysminae) ou sob folhas (Pauliniinae e Marelliinae). Os Ensifera depositam os ovos sobre ou dentro de ramos e folhas, em solo úmido ou húmus. Caelifera geralmente cavam o solo, com movimentos alternados de abertura e fechamento do ovipositor, depositando os ovos dentro da ooteca. Os ortópteros são solitários e, em algumas espécies, rotineiramente ou ocasionalmente gregários. Exemplo de gregarismo rotineiro são as espécies de gafanhotos *Chromacris* Walker (Fig. 21.50), com cores vistosas, provavelmente de advertência relacionada a acúmulo de toxinas a partir de sua dieta, usualmente folhas de solanáceas (Rowell 1978). Algumas espécies de gafanhotos têm surtos populacionais ocasionais, comportamento que pode ser desencadeado por condições ecológicas propícias ou por modificações no ambiente, principalmente devido a ações antropogênicas. Associados a esses surtos, os gafanhotos sofrem uma série de alterações fenotípicas, desencadeadas pelo aumento de densidade, chamadas mudanças de fase, que consistem em duas fases distintas, apresentando polimorfismo, chamadas "fase solitária" e "fase gregária". Nesta última fase, indivíduos, que normalmente são solitários, têm comportamento gregário e alterações na coloração, morfometria, dieta, fisiologia e exigências ecológicas, passando a ter comportamento migratório (Lecoq *et al.* 1999). Os gafanhotos com tais mudanças de fase são chamados "locustas", no Brasil estão representados por poucas espécies pertencentes especialmente ao gênero *Schistocerca* Stål. Não apenas surtos populacionais



Figuras 21.23-25. Esternitos torácicos, Ensifera, Tettigoniidae. **23,** *Parableta affinis* Piza; **24,** *Neoconocephalus curitibensis* Piza; **25,** *Megatympanon speculatum* Piza.



Figuras 21.26-27. Ovipositor, Ensifera,Tettigoniidae. **26,** *Euceraia femorata* (Chopard), vl; **27,** *Neoconocephalus creusae* Piza, vl.

podem causar gregarismo em gafanhotos, pois algumas espécies naturalmente têm uma fase ninfal gregária e adulta solitária, como é o caso de espécies de *Chromacris* Walker, *Tropicadris* Scudder ou de *Rhammatocerus* Saussure, que, apesar de apresentar voos em massa que se assemelham aos das locustas, não apresenta a diferenciação característica de polimorfismo de fases solitária e gregária (Pierozzi & Lecoq 1998).

Um comportamento subsocial ocorre em espécies de grilos *Anurogryllus* Saussure, *Paranurogryllus* Mesa & Garcia e em Gryllotalpidae. O primeiro gênero é de presença frequente em território brasileiro e o segundo tem sido coletado em poucas localidades do estado de São Paulo. As fêmeas escavam tocas de quinze a vinte centímetros de profundidade, acumulam alimentos em forma de folhas cortadas e realizam a oviposição no fundo da toca. A fêmea cuida da prole recém-nascida e morre antes de as ninfas dispersarem. O ovipositor das fêmeas em espécies desses gêneros é atrofiado, com as valvas minúsculas. Em *Urogryllus* Randell, as fêmeas têm as valvas normalmente desenvolvidas, a oviposição ocorre com o ovipositor enterrado no solo e a fêmea não cuida da prole.

O comportamento mais conspícuo dos ortópteros é o salto, provavelmente em resposta a vibração no substrato (Sperber *et. al.* 2007), muitas vezes associado a voos mais ou menos longos. Algumas espécies de *Ommatoptera* Pictet (Tettigoniidae: Pseudophyllinae) mostram comportamentos de alerta agressivo, levantando o primeiro par de asas e abrindo o segundo, muito colorido e com desenhos que imitam um par de olhos. Tais espécies são, no entanto, completamente inofensivas.

Em Tettigoniidae, Phaneropterinae, *Scaphura* Kirby e *Aganacris* Walker, os adultos mimetizam himenópteros, visitam as flores durante o dia e comportam-se como vespas, movimentando rapidamente as antenas, escuras e grossas na parte basal, mas com o flagelo fino, claro e inconspícuo. Essas mesmas espécies imitam formigas durante o estádio ninfal. Um comportamento similar pode ocorrer em *Adelosgryllus rubricephalus* Mesa & Zefa.

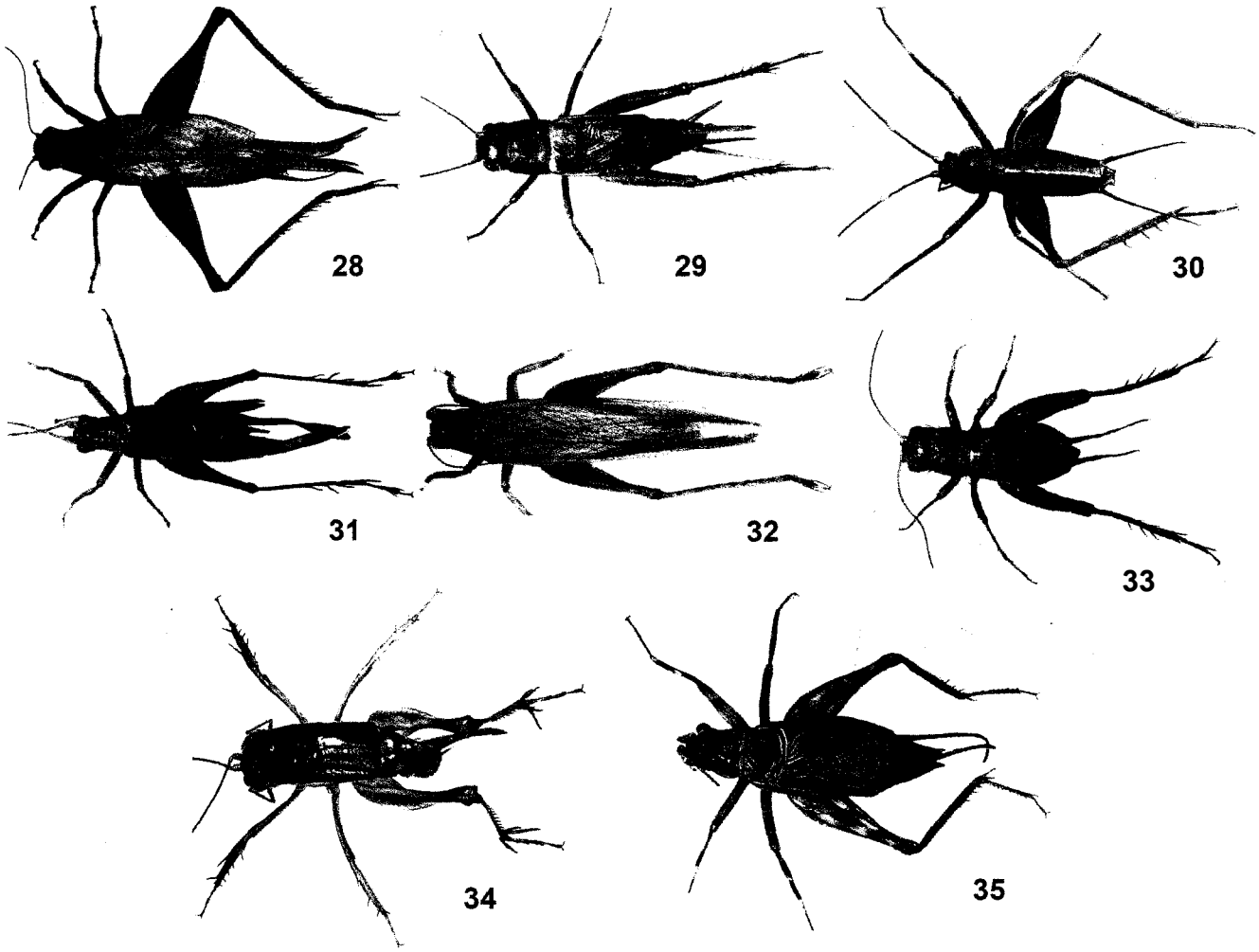
Entre os inimigos naturais, os principais predadores são aves, pequenos mamíferos, aranhas e himenópteros, além de parasitas externos, como ácaros, e internos, como nematódeos, larvas de dípteros Tachinidae e bactérias.

Com relação à comunicação, a maioria das espécies de ortópteros tem a capacidade de emitir sons,

principalmente com a finalidade de atrair o sexo oposto. Os aparelhos de emissão de som são diversificados em sua localização e estrutura entre os diferentes grupos. Nos Ensifera, os machos produzem som raspando as asas anteriores. Essas asas têm uma fileira de pequenos dentes, denominados de fileiras estridulatórias, dispostas na face interna da veia CuA da tégmina direita e em uma veia que faz a vez de palheta na face externa da tégmina esquerda. Nos Caelifera, os machos produzem som raspando a porção vertical da tégmina nas fileiras estridulatórias presentes nos fêmures posteriores. Em Acrididae, o som é emitido esfregando uma fileira de pequenos dentes quitinizados, situados na lateral do abdômen, aos de estrutura similar situados na face interna do fêmur. Em gafanhotos Acridinae, um som crepitante é emitido quando as asas posteriores se esfregam entre si. No gafanhoto *Hyalopteryx rufipennis* Charpentier (Acridinae), de ocorrência relativamente comum em pradarias e vegetação aberta de cerrado, um som muito estridente e audível a centenas de metros é emitido quando o inseto pousa, às vezes pairando sobre o solo durante alguns segundos. Em gafanhotos Gomphocerinae, a estridulação é produzida esfregando-se a face interna do fêmur posterior em veias da face externa da tégmina.

Os sons emitidos são estudados por meio de sonogramas, em que o eixo vertical indica o nível do som expressado em quilohertz (kHz) e o eixo horizontal o tempo em segundos. Distintos tipos de sons são emitidos em cada espécie e há variações dentro da mesma espécie.

Classificação. Em Orthoptera são classificados em duas subordens monofiléticas: Caelifera e Ensifera (Rowell & Flook 1998; Jost & Shaw 2006). A classificação adotada para Ensifera é de Eades & Otte (2009). A classificação de Caelifera adotada segue Amédégnato (1974), com modificações sugeridas por Dirsh (1975), Kevan (1982), Rentz & Key (1991) e Carbonell (2000). As famílias incluídas nas respectivas subordens são listadas com o número de espécies conhecidas para o Brasil indicado entre parênteses. A classificação de Grylloidea é mais comum e diverge de Eades e Otte (2009). As referências mais importantes são Eades & Otte (2009) que incluem referências para todas as famílias.



Figuras 21.28-35. Ensifera, vd. **28,** *Eneoptera surinamensis* (De Geer) (Eneopteridae); **29,** *Gryllus* sp. (Gryllidae); **30,** *Eidmanacris* sp. (Phalangopsidae, Luzarinae); **31,** *Anaxipha* sp. (Trigonidiidae, Trigonidiinae); **32,** espécie de Podoscirtidae (Grylloidea); **33,** *Phoremia* sp. (Trigonidiidae, Nemobiinae); **34,** *Lutosa* sp. (Anostostomatidae); **35,** *Benoistella* sp. (Paragryllidae, Paragryllinae). Fotos: C.M. Mews.

Subordem Ensifera

Hagloidea
Prophalangopsidae

Rhaphidophoroidea
Rhaphidophoridae

Schizodactyloidea
Schizodactylidae

Stenopelmatoidea
1. Anostostomatidae (10)
   Cooloolidae
2. Stenopelmatidae (18)
   (= Gryllacrididae)

Tettigonioidea
3. Tettigoniidae (566)

Gryllotalpoidea
4. Gryllotalpidae (13)

Grylloidea*
5. Eneopteridae (16)
6. Gryllidae (11)
7. Oecanthidae (5)
8. Paragryllidae (2)
9. Phalangopsidae (55)
10. Podoscirtidae (19)
11. Trigonidiidae (30)

Mogoplistoidea
12. Mogoplistidae (3)
13. Myrmecophilidae (1)
    Malgasiidae

Subordem Caelifera

Tridactyloidea
14. Ripipterygidae (12)
15. Tridactylidae (20)
    Cylindrachetidae

Tetrigoidea
16. Tetrigidae (62)

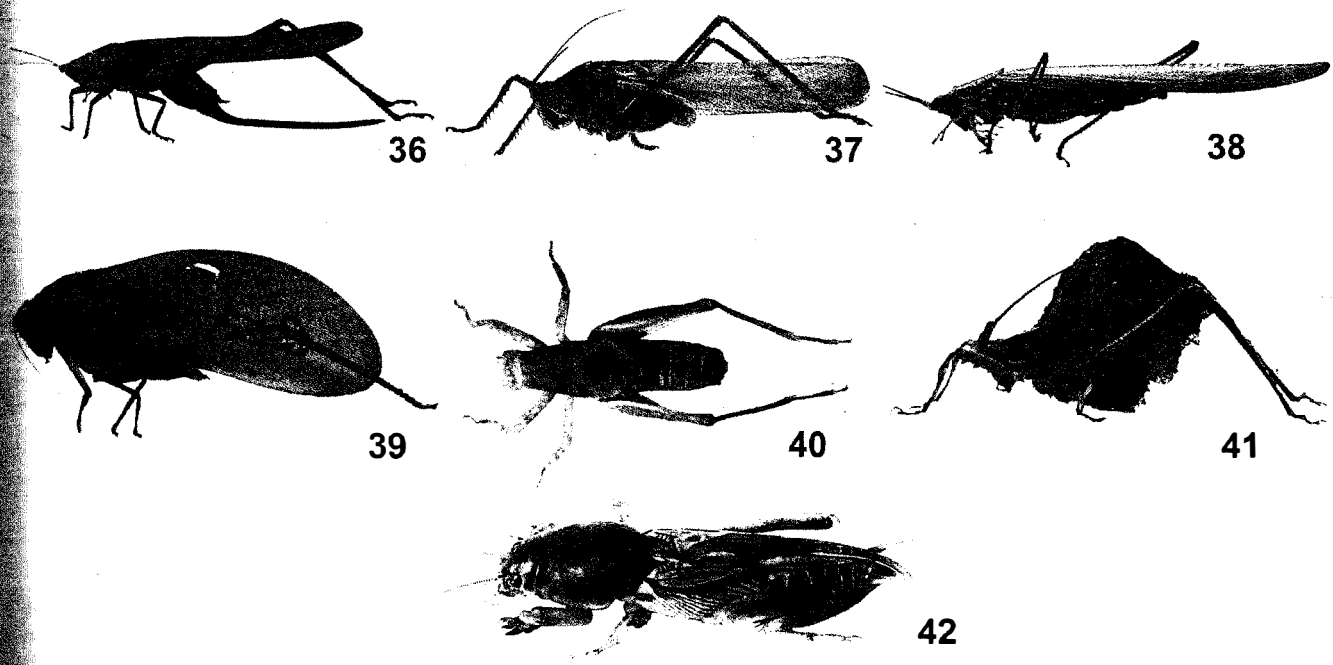
Eumastacoidea
17. Eumastacidae (28)
18. Proscopiidae (116)

Acridoidea
19. Pyrgomorphidae (3)
20. Ommexechidae (10)
21. Romaleidae (142)
22. Acrididae (341)
    Tristiridae
    Pamphagidae
    Lathiceridae
    Lentulidae

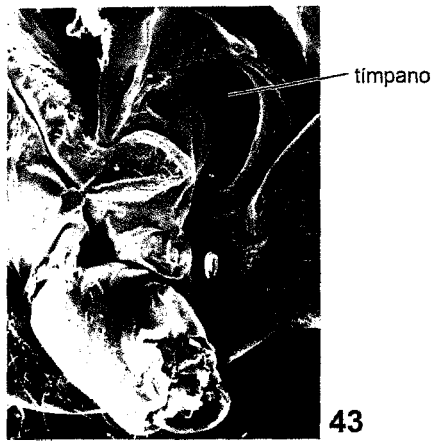
* Seguindo a classificação mais comum, que diverge de Eades e Otte 2009)

Relações filogenéticas. Recentemente foram encontradas evidências corroborando a monofilia de Orthoptera, dentro da linhagem de Orthopteroidea, tendo como grupo irmão Phasmida + Embiidina (Flook & Rowell 1998). Árvores filogenéticas incluindo táxons extintos e atuais de Orthoptera (Sharov 1968) consideram Caelifera como oriundos de um clado basal de Ensifera, porém ambos os autores consideram os clados atuais como monofiléticos. Trabalhos mais recentes encontraram evidências favoráveis à monofilia de Ensifera (Flook *et al.* 1999; Jost & Shaw 2006), mas nem sempre para Caelifera (Flook & Rowell 1998; Flook *et al.* 1999). Dentro de Ensifera, hipóteses filogenéticas recentes chegaram a resultados divergentes (Gwynne *et al.* 1995; Desutter-Grandcolas 2003; Jost & Shaw 2006). Os três trabalhos detectaram Grylloidea + Gryllotalpoidea como um grupo monofilético. Gwynne *et al.* (1995) e Jost & Shaw (2006) propuseram monofilia para (Schizodactylidae (Grylloidea + Gryllotalpoidea)), mas todos os demais resultados são divergentes.

Dentre os Caelifera, o cladograma mais aceito foi apresentado por Flook *et al.* (1999). Através de análises moleculares, os autores postularam que o clado mais basal é formado pelos Tridactyloidea, seguido por Tetrigoidea, como clado basal de Eumastacoidea (Proscopiidae, Eumastacidae) e do grupo parafilético formado por Acridoidea, Trigonopterygoidea, Pneumoroidea, Pyrgomorphoidea e Tanaoceroidea. Segundo Flook & Rowell (1997), os grupos mais derivados em Caelifera são Acrididae e Pamphagidae, e a hipótese filogenética para o grupo seria: (Tridactyloidea, Tetrigoidea (Eumastacidae, Proscopiidae (Pneumoridae, Pyrgomorphidae (Acrididae + Pamphagidae)))). Proscopiidae constitui o grupo mais antigo e divergente dos Acridoidea neotropicais (Carbonell 1978) e relaciona- se filogeneticamente com a subfamília australiana Morabinae (Flook & Rowell 1997), ainda que Jago (1990) sustente que o grupo está mais relacionado com a família africana Pneumoridae, de acordo



Figuras 21.36-42. Ensifera. **36.** *Neoconocephalus paravicinus* Piza (Tettigoniidae, Conocephalinae), vl; **37,** *Megatympanon speculatum* (Tettigoniidae, Listroscelidinae), vl; **38,** *Phlugis ocraceovittata* Piza (Tettigoniidae, Meconematinae), vl; **39,** *Phylloptera* (*Phylloptera*) *prosifolia* Piza (Tettigoniidae, Phaneropterinae), vl; **40,** Mogoplistidae, vd; **41.** *Typophyllum modestum* Piza (Tettigoniidae, Pseudophilinae), vl; **42,** *Scapteriscus* sp. (Gryllotalpidae), vdl. Fotos: 36-39, 41 de J. Chamorro R.; 40 de C. M. Mews; 42 de E. Zefa.



Figuras 21.43. Tímpano no primeiro segmento abdominal de *Cornops aquaticum* (Bruner) (Acrididae, Leptysminae), vl. Microscopia eletrônica, 50x. Foto M.G. Lhano & F.H. Caetano.

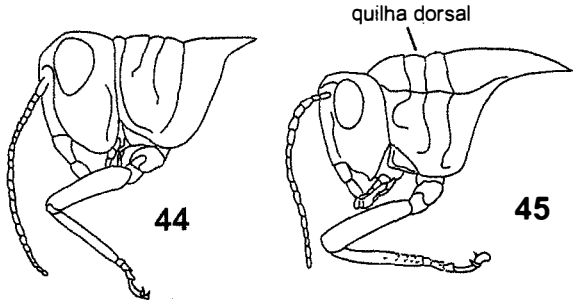
Figuras 21.46. Espiráculo torácico de *Cornops aquaticum* (Bruner) (Acrididae, Leptysminae), vl. Microscopia eletrônica, 30x. Foto M.G. Lhano & F.H. Caetano.

com a morfologia da genitália. Tristiridae tem uma posição intermediária entre os dois grupos que dividem a superfamília Acridoidea (Chasmosacci e Cryptosacci). Segundo Carbonell (1978), os Caelifera originaram- se em três estratos faunísticos diferentes. No estrato faunístico mais antigo de acridoideos (cujos ancestrais teriam se originado na porção sulamericana do Gondwana), originaram-se as família Proscopiidae, seguida pelos Tristiridae e pelo grupo-irmão mais derivado, Ommexechidae e Romaleidae. O segundo estrato faunístico, muito mais homogêneo que o primeiro, está formado por Acrididae (Proctolabinae, Copiocerinae, Leptysminae, Rhytidocrotinae e Ommatolampinae). Para o terceiro e mais distal estrato postulado por Carbonell, encontra-se Eumastacidae como mais basal, Pyrgomorphidae e os demais Acrididae (Melanoplinae, Cyrtacanthacridinae, Acridinae, Gomphocerinae e Oedipodinae) como grupo mais derivado.

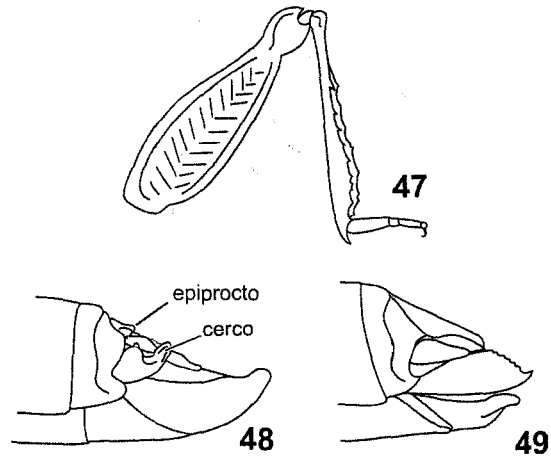
Importância. Algumas das espécies de acridídeos, como *Schistocerca cancellata* (Serville), são sérias pragas da agricultura no Brasil, desvastando cultivos no Sul e Centro-Oeste. Nas últimas décadas, *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn) tem se constituído em uma séria praga na região Centro-Oeste do Brasil, devorando cultivos, principalmente de cana-de-açúcar. Populações autóctones de várias espécies de gafanhotos crescem descontroladamente em número no Sul do Brasil assim como nos pampas argentinos e uruguaios após sequências de anos com verões secos e liquidam a cobertura vegetal das pradarias. A densidade populacional chega, nessas condições, até perto de cem indivíduos por metro quadrado. Com essa densidade, as pradarias ficam totalmente desprovidas de cobertura vegetal e o gado precisa ser deslocado para outras regiões.

Algumas espécies de grilos dos gêneros *Gryllus* L. e *Anurogryllus* Saussure e da paquinha *Neocurtilla hexadactyla* Perty, podem ocasionar danos em cultivos, atacando raízes e roendo o caule de hortaliças, plântulas de eucaliptos, soja, café, bananeiras e em cultivos de cedro australiano. Espécies de *Anurogryllus* têm sido reportadas como pragas em campos de golfe.

Coleta e fixação. A maioria dos Caelifera é ativa durante o dia, enquanto a maioria dos Ensifera, de noite. Para a maioria dos Caelifera e Tettigoniidae, o método mais usado é a coleta com puçá de varredura, batendo na vegetação por captura direta. Muitos espécimes de Tettigoniidae, Tridactylidae e Tetrigidae são atraídos por focos de luz durante a noite, podendo ser



Figuras 21.44-45. Cabeça e pronoto, Caelifera. **44,** *Ronderosia ommexechoides* Carbonell & Mesa (Acrididae, Melanoplinae); **45,** *Xyleus discoideus angulatus* (Stål) (Romaleidae). Fonte: Fig. 44 de Carbonell & Mesa (2006), Fig. 45 de Carbonell (2004).



Figuras 21.47-49. Acrididae, Caelifera. **47,** perna posterior de *Marellia remipes* Uvarov (Marelliinae), vl; **48,** terminália masculina de *Tetrataenia surinama* (L.) (Leptysminae), vl.; **49,** terminália feminina de *Oxybleptella sagitta* Giglio-Tos (Leptysminae), vl.

coletados em armadilhas luminosas. Espécies de Tetrigidae e Tridactylidae são coletadas em beira de rios e lagoas, em solos úmidos de areia ou barro, onde ocorrem em abundância. Para Grylloidea e Stenopelmatoidea, recomenda-se usar iscas de aveia, banana ou melaço de cana, colocadas sobre o solo, à noite, para coleta manual direta ou com auxílio de frascos de boca larga. Durante o dia, os grilos e estenopelmatídeos estão sob pedras, troncos caídos ou cascas de árvores, onde permanecem escondidos até a noite. Para amostragem de grilos, o método utlizado com mais frequência é de armadilhas de queda, *pitfall*. Nesse caso, deve-se ter especial cuidado em manter a região próxima às armadilhas isolada de acesso humano durante o período de amostragem, pois a vibração provocada no substrato altera a frequência de capturas de grilos (Sperber *et al.* 2007).

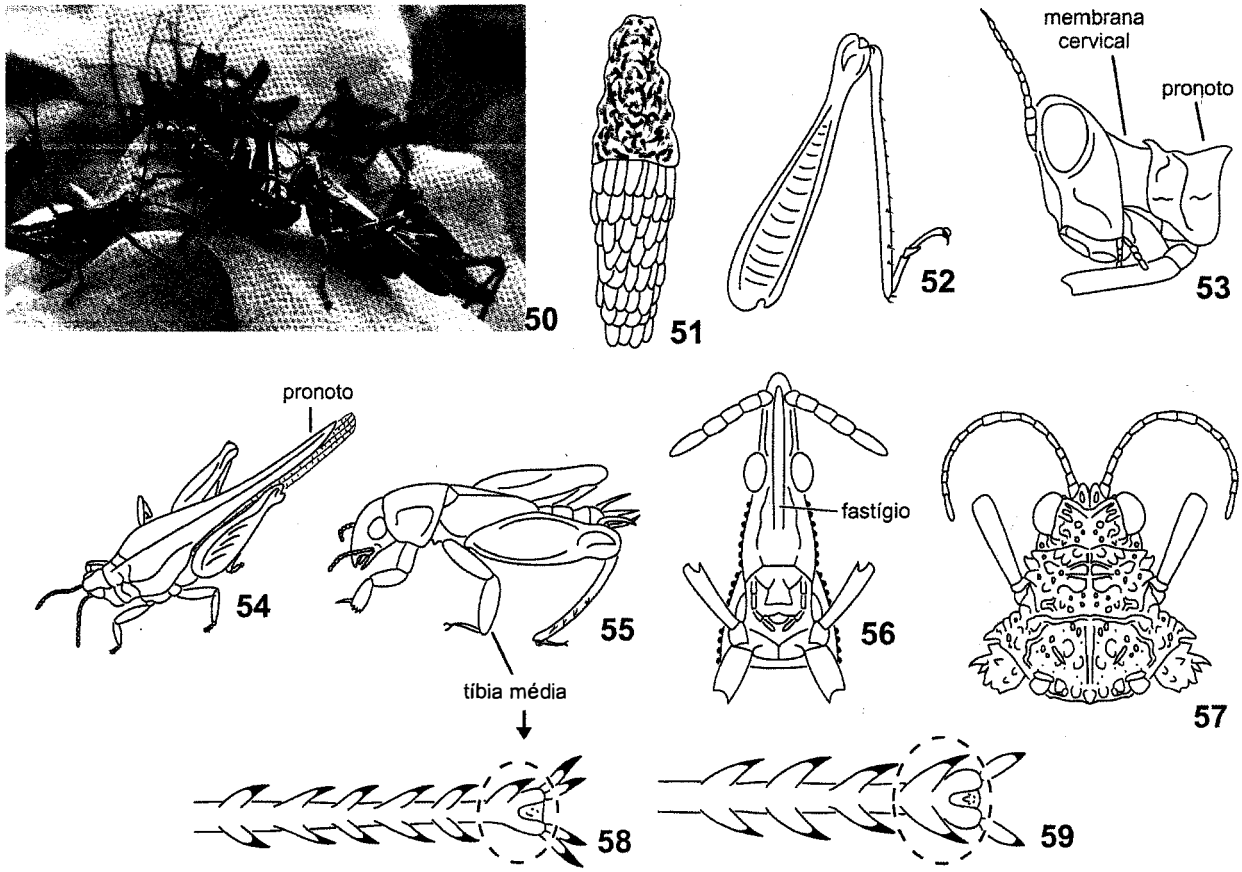
Os métodos de preservação dependem do grupo a que pertencem. Os Caelifera e Tettigoniidae são preservados a seco, lembrando que, quanto mais rápida a secagem, melhor a preservação da cor do tegumento. Grylloidea e Stenopelmatoidea são preferencialmente preservados em via úmida, dentro de tubos com álcool 70%. Quando coletados em armadilhas de queda, recomenda-se o uso de solução alcoólica mais concentrada, devido ao encharcamento e consequente amolecimento dos espécimes.

Chave para subordens, superfamílias e famílias que ocorrem no Brasil. Modificado de Amédégnato (1974), Rentz (1979), Rentz & Key (1991) e Gorochov (2001)

1. Antena com mais de 30 artículos, geralmente mais longa que o corpo, exceto Gryllotalpidae (com perna anterior fossorial). Tímpano, quando presente, na base da tíbia anterior (Figs. 21.16-18). Aparelho estridulatório, quando presente, longitudinalmente na asa, na sua posição de repouso (por exemplo, figs. 28-29, 35), exceto Stenopelmatoidea, em que o aparelho estridulatório consiste em rugosidade nos fêmures posteriores e abdômen. Garras sem arólio (Fig. 21.3). Ovipositor, quando presente, geralmente alongado, com as valvas articuladas entre si ao longo do comprimento para formar uma estrutura laminar ou tubular (Figs. 21.14-15, 26-27) ..... **Ensifera** ... **2**

— Antena com menos de 30 artículos, mais curta que o corpo (Fig. 21.44). Tímpano, quando presente, na lateral do primeiro tergito abdominal (Fig. 21.43). Aparelho estridulatório, quando presente, verticalmente na asa na sua posição de repouso e no fêmur posterior. Garras com arólio (Fig. 21.4). Ovipositor, quando presente, curto e formado por dois pares de valvas independentes entre si, articuladas na sua região proximal (Fig. 21.49) ..... **Caelifera** ... **14**

2(1). Tarsos trímeros. Cerco longo **5**



Figuras 21.50-59. Caelifera. **50**, Hábito gregário em ninfas e adultos de *Chromacris speciosa* (Thunberg) (Romaleidae); **51**, esquema de ooteca com cápsula espumosa, típica de oviposições de gafanhotos no solo; **52**, perna posterior de *Stenopola rubrifrons mima* Roberts & Carbonell (Acrididae, Leptysminae), vl; **53**, cabeça e pronoto: membrana cervical exposta (Eumastacidae), vl; **54**, hábito de Tetrigidae; **55**, hábito de *Dentridactylus denticulatus* (Saussure) (Tridactylidae); **56**, cabeça e tórax de *Omura congrua* Walker (Pyrgomorphidae), vv; **57**, cabeça e pronoto de *Ommexecha gigliotosi* Bolivar (Acrididae, Ommexechinae), vd; **58**, esquema da tíbia posterior típica de Romaleidae, vv; **59**, esquema da tíbia posterior típica de Acrididae, vv. Fonte: Fig. 50, de Carbonell *et al.* (2006), Fig. 55, de Bolivar (1884), Figs. 57-59, de Ronderos (1977).

— Tarsos tetrâmeros. Cerco curto 3

3(2). Tíbia anterior sem tímpano. Asas ausentes; se presente, tégmina com no mínimo oito veias longitudinais. Corpo geralmente robusto, com cores em tons de marrom ou cinza ..... **Stenopelmatoidea** ... 4

— Tíbia anterior com tímpano. Asa presente. Tégmina com menos de oito veias longitudinais. Corpo geralmente robusto, com cores vivas; se esverdeado, não são pálidos; se marrons, não são variegados ..... **Tettigonioidea: Tettigoniidae**

4(3). Macho e fêmea ápteros. Primeiro tarsômero com dois pulvilos (Fig. 21.10). Corpo geralmente convexo em vista lateral (*Lutosa* Walker). Tegumento brilhante e glabro. Sessão transversal do ovipositor, quando desenvolvido, com parte inferior da valva superior inserida em cavidade da valva inferior (Fig. 21.12A), sendo a valva inferior não recoberta pela valva superior (Fig. 21.12B) ..... **1. Anostostomatidae**

— Macho e fêmea com tégmina e asa posterior. Primeiro tarsômero com dois pulvilos, o distal às vezes dividido em dois (Fig. 21.11), ou sem pulvilos. Tegumento opaco e com cerdas. Sessão transversal do ovipositor, quando desenvolvido, com parte inferior da valva superior recobrindo completamente a valva inferior (Figs. 21.13a,b) .... **2. Stenopelmatidae**

5(2). Corpo coberto por cerdas. Pronoto do macho não projetado para trás, margem posterior do pronoto similar à anterior. Grilos maiores que 15 mm ou menores que 5 mm 6

— Corpo coberto por pequenas escamas. Pronoto do macho projetado, encobrindo os primeiros tergitos (Fig. 21.40), margem posterior convexa e mais larga que a anterior. Grilos menores que 15 mm ..... **12. Mogoplistidae**

6(5). Fêmur posterior dilatado em toda sua extensão, com formato oval. Grilos menores que 5 mm ..... **13. Myrmecophilidae**

— Fêmur posterior clavado. Grilos maiores que 15 mm 7

7(6). Cabeça vertical, hipognata. Pronoto tão longo quanto largo. Corpo robusto, em tons de bege, marrom, cinza ou preto, mas nunca verde pálido. Tégmina pouco flexível e opaca 8

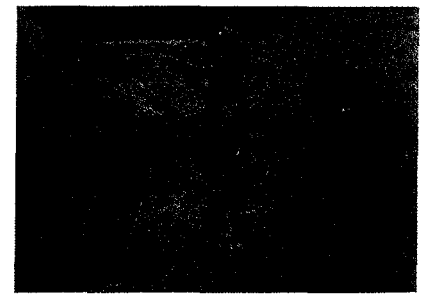
— Cabeça horizontal, prognata (Fig. 21.2). Pronoto retangular, distintamente mais alongado do que largo (Fig. 21.2). Corpo delicado e usualmente verde pálido. Tégmina flexível e translúcida ..... **7. Oecanthidae**

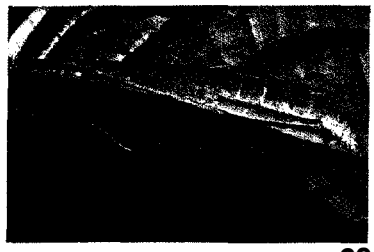
8(7). Perna anterior sem modificações para cavar. Pronoto tão longo quanto largo, sem aspecto de escudo dorsal convexo, não atingindo as coxas 9

— Perna anterior fossorial, modificada para cavar (Fig. 21.9). Pronoto mais largo que comprido, formando um escudo dorsal convexo, que se curva ventralmente até as coxas .... **4. Gryllotalpidae**

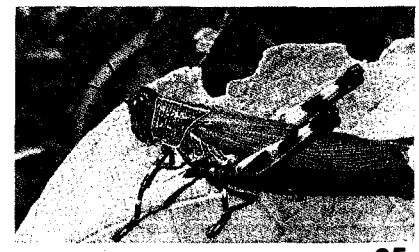
60

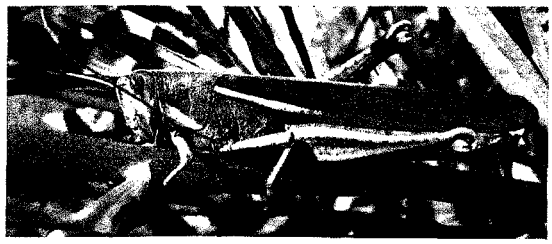
61

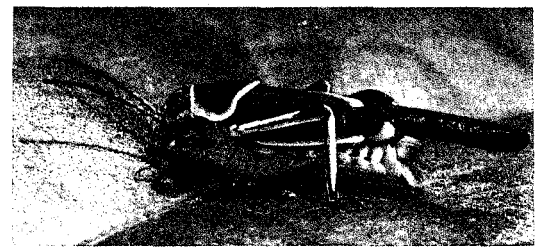

62


63

64


65


66


67

Figuras 21.60. Caelifera. **60**, Tetrigidae, não identificado; **61**, *Tetanorhynchus humilis* Giglio-Tos (Proscopiidae); **62**, Eumastacidae, não identificado; **63**, Pyrgomorphidae, não identificado; **64**, *Pachyossa signata* Rehn (Ommexechidae); **65**, *Zoniopoda tarsata* Serville (Romaleidae); **66**, *Schistocerca flavofasciata* De Geer (Acrididae); **67**, *Ripipteryx limbata Burmeister* (Ripipterygidae). Fotos: Figs. 60, 62-63 de J. A. Rafael; foto 61, 64-66 de D. A. Marti; foto 67 de Robert A. Behrstock.

9(8). Tíbia posterior com três ou quatro esporões dorsais internos e três ou quatro externos 10
— Tíbia posterior com mais de quatro espinhos dorsais internos e mais de quatro externos 12

10(9). Tíbia posterior com quatro esporões dorsais internos e quatro externos (raramente três internos e três externos, como em Neoaclini e Strogulomorphini). Corpo araneiforme, com pernas, cerco e palpos longos. Macho sem asa posterior (exceto *Lerneca* Walker) e fêmea geralmente áptera. Tíbia anterior com dois esporões apicais ventrais (Fig. 21.8). Primeiro tarsômero posterior com duas fileiras de espinhos finos, delicados. Segundo tarsômero sem pulvilo ..... **9. Phalangopsidae**
— Tíbia posterior com três esporões dorsais internos e três externos. Machos e fêmeas com asa posterior, ou ambos ápteros. Tíbia anterior sem ou com um esporão apical ventral. Primeiro tarsômero posterior sem fileiras de espinhos 11

11(10). Macho e fêmea com tégmina e asa posterior do mesmo comprimento. Tégmina truncada no ápice, mais largo que a base. Espelho ocupando todo o campo dorsal da tégmina. Segundo esporão apical interno distintamente dilatado (Fig. 21.5). Ovipositor cilíndrico, com ápice liso. Segundo tarsômero sem pulvilo. Placa supra-anal do macho às vezes ornamentada com duas projeções dorsais, nesse caso, palpo maxilar muito curto em relação à cabeça (Fig. 21.1) ..... **8. Paragryllidae**
— Macho e fêmea com tégmina menor que a asa posterior. Tégmina não truncada no ápice. Espelho pequeno. Segundo esporão apical interno tão espesso quanto os outros dois. Ovipositor mais curto que a asa, geralmente curvado no ápice, algumas vezes com sua extremidade dorsal serreada, mas não nas laterais das valvas. Segundo tarsômero com pulvilo dilatado, em forma de coração, com tufo de cerdas ventral, nesse caso com garras tarsais serreadas. Ou macho e fêmea ápteros, com pulvilo ausente e garras tarsais lisas ..... **11. Trigonidiidae**

12(9). Tíbia posterior no mínimo com quatro pares de esporões dorsais robustos e com comprimento similar. Cabeça com formato globular, desprovida de cerdas, brilhosa. Tíbia anterior com três esporões apicais dispostos em triângulo (Fig. 21.7). Primeiro tarsômero posterior com duas fileiras de espinhos fortes ..... **6. Gryllidae**
— Tíbia posterior com quatro a cinco pares de esporões dorsais delgados, de tamanhos variados (ou variações como oito internos e seis externos como em Hapithini, Podoscirtidae). Cabeça alongada verticalmente, com cerdas, nunca brilhosa. Tíbia anterior com dois esporões apicais. Primeiro tarsômero posterior sem fileiras de espinhos ou com fileira irregular de espinhos 13

13(12). Tíbia posterior com cinco esporões dorsais internos e externos (ou variações, como oito internos e seis externos, como Hapithini); três esporões apicais externos muito curtos (Fig. 21.6) e três esporões apicais internos longos. Primeiro tarsômero curto, com uma fileira irregular de espinhos fortes (Fig. 21.6). Ovipositor longo, com a extremidade serreada (Fig. 21.14). Aparelho estridulatório geralmente ausente, mas quando presente, harpa com uma ou duas veias transversais ..... **10. Podoscirtidae**
— Tíbia posterior com quatro a cinco pares de esporões dorsais, três esporões apicais externos e internos de tamanhos variáveis, pelo menos um longo. Ovipositor muito achatado dorso-ventralmente (Fig. 21.15). Espelho da asa com duas veias oblíquas. Macho e fêmea com asa posterior mais longa que a tégmina; ambas com formato fusiforme ..... **5. Eneopteridae**

14(1). Tarsos trímeros em todas as pernas (Fig. 21.52) 17
— Tarsos do primeiro e segundo par de pernas no máximo dímeros 15

15(14). Pronoto prolongado posteriormente, cobrindo o restante do tórax e dos segmentos abdominais (Fig. 21.54). Tarso posterior trímero ..... **Tetrigoidea: 16. Tetrigidae**
— Pronoto cobrindo no máximo o resto do tórax. Tarso posterior unímero ..... **Tridactyloidea** ... 16

16(15). Cerco com um artículo. Bordas dorsal e ventral da tíbia média paralelas, sessão transversal quase circular. Valvas do ovipositor muito esclerosadas, não cobertas pela placa subgenital ..... **14. Ripipterygidae**
— Cerco dímero. Borda dorsal e ventral da tíbia média arqueadas, com forma oval (Fig. 21.55), com sessão transversal comprimida. Valvas do ovipositor pouco esclerosadas, cobertas pela placa subgenital ..... **15. Tridactylidae**

17(14). Cabeça com a margem posterior emarginada dorsalmente, expondo a membrana cervical (Fig. 21.53). Tíbia posterior com dois esporões ventrais apicais muito pequenos ou ausentes ..... **Eumastacoidea** ... 18
— Cabeça com a margem posterior não emarginada, sem expor a membrana cervical. Tíbia posterior com quatro esporões apicais bem desenvolvidos ..... **Acridoidea** ... 19

18(17). Protórax curto, não tubular. Tarso posterior serrulado ou com espinhos ou, ainda, tuberculados dorsalmente. ..... **17. Eumastacidae**
— Protórax tubular muito alongado. Tarso posterior sem espinhos ou serrulação dorsal ..... **18. Proscopiidae**

19(17). Fastígio (Fig. 21.56) com sulco mediolongitudinal estendendo-se caudalmente por curta distância desde sua extremidade anterior. Saco ejaculador aberto ..... **19. Pyrgomorphidae**
— Fastígio sem sulco mediolongitudinal na região anterior. Saco ejaculador fechado 20

20(19). Cabeça e pronoto com tegumento ornamentado por tubérculos ou rugosidades (Fig. 21.57) ..... **20. Ommexechidae**
— Cabeça e pronoto sem ornamentação, liso 21

21(20). Face ventral da tíbia posterior geralmente com um espinho distal externo (Fig. 21.58). Variando de 30 a mais de 120 mm de comprimento ..... **21. Romaleidae**
— Face ventral da tíbia posterior sem espinho distal externo (com exceção de algumas espécies de Melanoplinae) (Fig. 21.59). Variando de 5 a 130 mm de comprimento ..... **22. Acrididae**

Ensifera

1. Anostostomatidae (Fig. 21.34). Facilmente identificável pelo corpo convexo em vista lateral, tegumento brilhante, glabro, e ausência de asas nos dois sexos. Órgão timpânico normalmente presente na tíbia anterior. Mecanismo estridulatório fêmur–abdômen composto de campos com cerdas e espinhos e/ou serrilhações na lateral dos tergitos abdominais anteriores e pleura adjacente, e cerdas ou espinhos finos na face interna

do fêmur posterior. Coxa anterior possui lobo com espinhos. Tarsos tetrâmeros. A maioria das espécies de Lutosinae tem hábito noturno. Durante o dia, permanecem escondidos sob troncos ou pedras, na serapilheira ou em tocas cavadas por eles mesmos. A maioria é predadora de outros insetos. Foi dividida em oito subfamílias, das quais só Lutosinae tem gêneros no Brasil: *Lutosa* Walker (seis espécies), *Apotetamenus* Brunner von Wattenwyl (duas) e *Neolutosa* Gorochov (uma).

2. Stenopelmatidae (=Gryllacrididae). Tem sido tratada como Gryllacrididae Stål, 1874, mas por prioridade, Stenopelmatidae Burmeister, 1838 é o nome válido (Johns 1997). Órgão timpânico normalmente presente na tíbia anterior. Mecanismo estridulatório fêmur–abdômen, composto por rugosidade na face interna do fêmur posterior e na região lateral na base do abdômen. A maioria possui asas. Tarsos tetrâmeros. Antena longa. Geralmente são predadores de outros insetos. Os gêneros brasileiros são *Hyperbaenus* Brunner von Wattenwyl (sete espécies), *Abelona* Karny (quatro), *Gryllacris* Serville (três) e *Brachybaenus* Karny, *Camptonotus* Uhler, *Dibelona* Brunner von Wattenwyl e *Progryllacris* Ander (uma).

3. Tettigoniidae (Figs. 21.36-39). São conhecidos popularmente como esperanças. São cosmopolitas, porém mais diversos nos trópicos. Para o Brasil, existem 566 espécies descritas. São herbívoros, mas existem alguns grupos predadores. São bem conhecidos pela produção de som. É a única família com representantes vivos para Tettigonioidea. É apresentada abaixo uma chave de identificação para as subfamílias brasileiras.

Está dividida em 19 subfamílias recentes: Acridoxeninae, Austrosaginae, Bradyporinae, Conocephalinae, Hetrodinae, Hexacentrinae, Lipotactinae, Listroscelidinae, Meconematinae, Mecopodinae, Microtettigoniinae, Phaneropterinae, Phasmodinae, Phyllophorinae, Pseudophyllinae, Saginae, Tettigoniinae, Tympanophorinae e Zaprochilinae. Algumas reberam status de famílias por outros autores.

Chave para subfamílias (Tympanophorinae não está na chave — ver justificativa no tratamento da subfamília).

1. Tíbia anterior com ou sem esporões, podendo ter espinhos, curtos e não móveis (Fig. 21.16) **2**

— Tíbia anterior com quatro a oito pares de esporões móveis na margem ventral, opostos entre si (Fig. 21.17) **4**

2(1). Espiráculo torácico auditivo pequeno, oval ou circular, exposto embaixo da margem ventral do lóbulo lateral do pronoto (Fig. 21.19). Cabeça usualmente globosa, órbitas antenais bem desenvolvidas, com escleritos visíveis no seu interior (Fig. 21.21). Margem interna das órbitas antenais ultrapassando o fastígio em vista anterior (Fig. 21.21) .... **Pseudophyllinae**

— Espiráculo torácico auditivo elíptico, oculto em vista lateral, mas evidente em vista póstero-lateral, parcialmente coberto pela margem posterior do lóbulo lateral do pronoto (Fig. 21.20). Cabeça globosa ou cônica, órbitas antenais pouco desenvolvidas, sem escleritos visíveis no interior das órbitas (Fig. 21.22). Margem interna das órbitas antenais não ultrapassa o fastígio em vista frontal (Fig. 21.22). **3**

3(2). Prosterno sem espinhos (Fig. 21.23). Primeiro tarsômero cilíndrico, não sulcado bilateralmente. Cabeça usualmente globosa (exceto em *Aegimia* Stål e alguns Dysoniini). Tímpano da tíbia anterior geralmente aberto (Fig. 21.17). Ovipositor usualmente curto, curvado para cima (exceto em alguns *Anaulacomera* Stål), com serrilhações na margem apical (Fig. 21.26) ..... **Phaneropterinae**

— Prosterno com dois espinhos (Fig. 21.24). Primeiro tarsômero com sessão transversal quadrangular, bilateralmente sulcado. Cabeça globosa ou cônica. Tímpano da tíbia anterior geralmente coberto pela cutícula (parcialmente tampado) (Fig. 21.18). Ovipositor usualmente comprido, estreito e reto, sem serrilhações na margem apical (Fig. 21.27) .... **Conocephalinae**

4(1). Prosterno sem espinhos (Fig. 21.23). Tímpano na tíbia anterior usualmente aberto (Fig. 21.17) .... **Meconematinae**

— Prosterno usualmente com um par de espinhos (Fig. 21.25). Tímpano na tíbia anterior usualmente coberto pela cutícula (parcialmente tampado) (Fig. 21.18) ..... **Listroscelidinae**

Conocephalinae (Fig. 21.36). Em geral verdes, mas com variações entre marrom, azul, vermelho e amarelo. Vértice prolongado em uma protuberância coniforme. Prosterno com um par de espinhos. Tíbia anterior sem espinhos apicais dorsais. Tíbia posterior com um ou dois espinhos dorsais distais. Tímpano usualmente coberto. Asas desenvolvidas ou reduzidas, raramente ausentes. Tégmina em geral longa, relativamente estreita. Machos com órgão estridulatório bem desenvolvido. Ovipositor longo. Compreende os grupos tradicionalmente tratados como Conocephalinae, Copiphorinae e Agraeciinae, atualmente reconhecidos como tribos. Habitam vegetação arbustiva, árvores e gramíneas. A maioria é fitófaga, mas há espécies predadoras. No Brasil, existem 126 espécies subordinadas a 30 gêneros.

Listroscelidinae (Fig. 21.37). De aparência forte e robusta, e coloração variável, desde verde até marrom. Fastígio estreito, menor que a largura do escapo, lateralmente comprimido e frequentemente sulcado. Margem interna da tíbia anterior com cinco a sete esporões grandes, curvos e móveis, sendo o maior esporão tão ou mais longo que a soma do primeiro e segundo tarsômeros. Muitas espécies com o fêmur anterior e médio com fortes espinhos. Algumas espécies com mandíbulas superdesenvolvidas, como em *Carliella* Karny e *Monocerophora* Walker, todas são predadoras de outros insetos. No Brasil, existem 13 espécies subordinadas a oito gêneros.

Meconematinae (Fig. 21.38). De aparência delicada e fina, em geral com coloração verde-clara, algumas amareladas. Comprimento variando de 9 a 25 mm. Fastígio usualmente sulcado, estreito e lateralmente comprimido. Olho alongado longitudinalmente. Extremidade da mandíbula afilada. Prosterno sem espinhos. Tíbia anterior com esporões longos e móveis. Tímpano da tíbia anterior exposto. São predadoras de outros insetos. Ágeis, habitam florestas e áreas abertas, algumas no dossel, estas últimas em geral com aparência mais robusta e olho mais desenvolvido. No Brasil, existem 13 espécies, subordinadas a três gêneros. A maioria pertence a *Phlugis* Stål (11 espécies).

Phaneropterinae (Fig. 21.39). Conhecida como esperanças-das-árvores. Cabeça relativamente pequena e arredondada. Prosterno desprovido de espinhos. Tíbia anterior deprimida dorso-ventralmente, com sessão transversal quase quadrada na região distal. Tíbia posterior com um espinho distal de cada lado. Primeiro e segundo tarsômeros subcilíndricos, não sulcados lateralmente. Tégmina, quando totalmente desenvolvida, sobrepassa a asa posterior, com diversidade de forma e cor, de verde até preto, acompanhados por tons como amarelo, vermelho, azul e prateado, cores opacas e brilhantes. Alguns com aspecto de folhas e, às vezes, com desenhos que imitam manchas causadas por fungos ou líquens. Aparelho estridulatório bem desenvolvido, mesmo nas espécies com tégmina reduzida. Ovipositor, curto, em forma de foice, muito comprimido lateralmente e com as bordas serreadas e ápice voltado para cima. A oviposição ocorre no interior de talos jovens e, em algumas espécies, no interior das folhas, o ovipositor penetrando por sua borda. Ocorrem nas florestas tropicais e subtropicais, em vegetação de cerrado e em regiões semiáridas, em arbustos e no dossel. São quase todas fitófagas. Encontram-se casos de mimetismo com vespas, como em *Scaphura* Kirby e *Aganacris* Walker, e com líquens em algumas espécies de *Dysonia* White. É a maior subfamília, com 269 espécies registradas para o Brasil, subordinadas a 83 gêneros.

Pseudophyllinae (Fig. 21.41). Geralmente verdes ou marrons, de tom escuro e tamanho médio a grande (30-100 mm). Cabeça geralmente curta, arredondada. Antena grossa. Prosterno usualmente com um par de espinhos. Tíbias sem espinhos apicais. Tíbia anterior com sessão transversal cilíndrica ou oval. Tímpano normalmente encoberto pela cutícula. Primeiro e segundo par de tarsos sulcados lateralmente. Asa reduzida a completamente desenvolvida. Tégmina não se projeta ou projeta-se apenas ligeiramente além da asa posterior. Tégmina dos machos com órgãos estridulatórios bem desenvolvidos e veias transversais frequentemente modificadas para formar uma área de ressonância. Ovipositor usualmente de comprimento moderado, em alguns casos muito curvados para cima e com pequenos dentes. A maioria habita florestas tropicais, é fitófaga e algumas provavelmente predadoras. A maioria mimetiza folhas em diferentes estados, desde folhas jovens até em decomposição, como em Pterochrozini. Algumas mimetizam galhos secos, com cores de líquens ou fungos. Durante o dia, encostam o corpo contra os ramos de árvores, sendo quase imperceptíveis. É a segunda maior subfamília, com 144 espécies para o Brasil, subordinadas a 59 gêneros.

Tympanophorinae. Representada no Brasil por um gênero monoespecífico, *Tympanotriba vittata* Piza. Essa espécie deve pertencer a outra subfamília de Tettigoniidae, uma vez que todas as outras espécies desta subfamília são da Austrália, motivo de não ter sido incluída na chave taxonômica.

4. Gryllotalpidae (Fig. 21.42). São conhecidos popularmente como paquinhas. Corpo marrom-claro, relativamente forte, cilíndrico, densamente coberto de cerdas curtas e finas. Cabeça pequena, mais estreita que o pronoto, com dois ocelos e antena curta. Pronoto consideravelmente mais comprido que largo, formando um escudo dorsal convexo, que se curva ventralmente até as coxas. Pernas modificadas para a função de cavar, principalmente a anterior (Fig. 21.9), com coxa muito grande. Perna posterior curta, não modificada para o salto. Asas completamente desenvolvidas, às vezes reduzidas, raramente ausentes. Machos com estruturas para estridular, quando presentes, na tégmina. Ovipositor reduzido, vestigial ou ausente. Passam a maior parte da vida em túneis superficiais, em solos arenosos e úmidos na beira de rios, lagos e lagoas, saindo à noite para acasalar, voando distâncias razoáveis. Alimentam-se de detritos vegetais e raízes que encontram em seus túneis, provavelmente também predando pequenos animais que encontram. Compreende uma única subfamília com duas tribos. Para o Brasil, são seis gêneros e 13 espécies. Os gêneros mais abundantes e ricos em espécies brasileiras são *Scapteriscus* Scudder e *Neocurtilla* Kirby.

5. Eneopteridae (Fig. 21.28). Formato geral do corpo frequentemente fusiforme. Olho pequeno a moderado. Tíbia anterior com três espinhos apicais dispostos em triângulo. Tíbia posterior com quatro a cinco esporões dorsais internos e externos e espinhos entre os esporões. Segundo tarsômero achatado dorso-ventralmente, em forma de coração. Asas em geral desenvolvidas. Tégmina sobrepassa o final do abdômen e asa consideravelmente mais longa que a tégmina. Quando o aparelho estridulatório é bem desenvolvido, possui harpa com veias longitudinais e espelho com duas veias oblíquas. Ovipositor usualmente longo, reto, tão comprido quanto o resto do corpo; porção final do ovipositor bastante esclerosada e modificada. A espécie mais comum é *Eneoptera surinamensis* (De Geer), abundante em áreas perturbadas em todo o território nacional. A maioria das espécies vive sobre arbustos e árvores, tanto em florestas como em cerrado, e algumas sobre serapilheira. É dividida em duas subfamílias e nove tribos. No Brasil, ocorrem 18 espécies em oito gêneros.

6. Gryllidae (Fig. 21.29). São conhecidos popularmente como grilos. São terrícolas, raramente arborícolas. Variam de menos de 10 mm a mais de 50 mm de comprimento. A maioria possui cor escura, variando do preto ao marrom. Cabeça globular, sem cerdas. Tíbia anterior com três esporões apicais dispostos em triângulo (Fig. 21.7). Tíbia posterior com pelo menos quatro esporões dorsais internos fortes e quatro externos, sem espinhos entre eles. Primeiro tarsômero com duas fileiras de espinhos dorsais; segundo tarsômero comprimido lateralmente. Tégmina bem desenvolvida. Asa posterior em geral bem desenvolvida. Órgão estridulatório bem desenvolvido nas espécies aladas. Ovipositor tubular, muito esclerosado na maioria das espécies, rudimentar em *Anurogryllus* Saussure e *Paranurogryllus* Mesa & Garcia. As espécies mais frequentes em ambientes abertos pertencem a *Gryllus* L. Está dividida em oito subfamílias e 11 tribos. Seis gêneros e 11 espécies foram citados para o território brasileiro. Acredita-se que exista, no Brasil, um complexo de espécies crípticas neste gênero, cuja distinção depende de análises bioacústicas e de veia estridulatória.

7. **Oecanthidae**. São chamados de grilos arbóreos, devido a seu hábito, mas ocorrem também sobre vegetação baixa. Variam de 10 a 15 mm de comprimento, são delicados e usualmente verde-pálidos, com asas translúcidas. Cabeça horizontal, prognata (Fig. 21.2). Ocelos ausentes. Pronoto distintamente mais alongado do que largo, retangular (Fig. 21.2). Pernas delicadas. Fêmur posterior longo, mas não muito dilatado na base. Tíbia posterior adornada com cinco esporões dorsais internos e cinco externos, com espinhos entre eles, ou totalmente lisa. Segundo tarsômero pequeno, comprimido lateralmente. Garras bífidas. Asas sempre bem desenvolvidas. Nos machos, tégmina ocupada inteiramente pelo órgão estridulador, com espelho muito grande dividido por uma veia principal e três ou quatro veias oblíquas. Ovipositor em forma de agulha, bastante denticulado no ápice, característica para a oviposição endofítica. O grupo foi pouco estudado no Brasil pela dificuldade de coleta. Tem uma única subfamília e duas tribos. Para o Brasil são descritos dois gêneros e cinco espécies.

8. **Paragryllidae** (Fig. 21.35). Corpo truncado na parte posterior. Machos e fêmeas com tégmina e asa posterior truncadas no ápice. Palpo maxilar muito curto em relação à cabeça (Fig. 21.1). Tíbia posterior com três esporões dorsais internos e três externos; segundo esporão apical interno distintamente dilatado (Fig. 21.5). Placa supra-anal masculina ornamentada com duas projeções conspícuas, que tornam a placa diferente de todas as outras famílias de grilos. Ovipositor da fêmea curvado, também distinto das outras famílias de Grylloidea. Está dividida em duas subfamílias e duas tribos. Duas espécies são conhecidas para o Brasil, *Paragryllus rex* Saussure e *P. temulentus* Saussure.

9. **Phalangopsidae** (Fig. 21.30). Às vezes são chamados de grilos-aranha ou grilos-de-caverna. Cabeça curta, alongada verticalmente. Antena inserida acima da metade da face. Corpo relativamente delgado, com pernas, antenas e cercos longos. Fêmur posterior dilatado na base. Tíbia anterior com dois esporões apicais ventrais (Fig. 21.8). Tíbia posterior com quatro esporões dorsais internos e quatro externos (três em Neoaclini e Strogulomorphini), com espinhos entre eles, e três esporões apicais internos e três externos. Tégmina muitas vezes ausente ou reduzida. Asa posterior ausente, exceto em *Lerneca* Walker. A maioria tem atividade noturna, permanecendo escondida durante o dia sob cascas parcialmente soltas de árvores, embaixo de troncos no solo ou entre as folhas da serapilheira. São mais comuns nas florestas, mas algumas espécies são coletadas em vegetação de cerrado. É a família com maior número de espécies relatadas para o Brasil: 24 gêneros e 55 espécies. Destacam-se os gêneros *Eidmanacris* Chopard, *Endecous* Saussure e *Laranda* Walker, pela abundância relativa e número de espécies.

10. **Podoscirtidae** (Fig. 21.32). Formato das asas confere formato fusiforme. Fronte achatada. Tíbia posterior com no mínimo cinco esporões dorsais internos e cinco externos (oito internos e seis externos em Hapithini), e com três esporões apicais externos muito curtos (Fig. 21.6). Primeiro tarsômero curto, com espinhos dorsais fortes e irregularmente distribuídos (Fig. 21.6); segundo tarsômero comprimido dorso-ventralmente, expandido lateralmente em forma de coração; terceiro tarsômero curto. Os podoscirtídeos têm hábitos noturnos e deslocam-se lentamente à noite na vegetação da floresta ou na serapilheira. Está dividida em 10 tribos e quatro subfamílias. No Brasil, ocorrem 15 espécies distribuídas em 11 gêneros. Pentacentrinae, considerada como família por alguns autores, possui duas espécies registradas para o Brasil, *Aphemogryllus gracilis* Rehn e *Trigonidomimus zernyi* (Chopard).

11. **Trigonidiidae** (Figs. 21.31, 33). Tíbia anterior com dois esporões apicais internos. Tíbia posterior sem espinhos entre os esporões dorsais, estes em número de três internos e três externos. Primeiro tarsômero sem fileira de espinhos. São pequenos, medindo em torno de 10 mm de comprimento. Está dividida em oito tribos e duas subfamílias: Nemobiinae (Fig. 21.33) e Trigonidiinae (Fig. 21.31). É a segunda família de Grylloidea em número de espécies no Brasil: nove gêneros e 32 espécies. Nemobiinae vivem em regiões úmidas, em vegetação baixa perto do solo e são os ortópteros mais abundantes em serapilheira florestal. Possuem cores escuras, cantam e movimentam- se ativamente durante o dia. Quatro das espécies brasileiras pertencem a *Hygronemobius* Hebard. Os Trigonidiinae vivem em arbustos e têm intensa atividade durante o dia. Boa parte das espécies brasileiras pertence ao gênero *Anaxipha* Saussure (Fig. 21.31).

Chave para as subfamílias de Trigonidiidae

1. Corpo delgado, fino. Garras serreadas. Tíbia anterior com um esporão apical ventral. Segundo tarsômero achatado dorso-ventralmente. Pulvilo dilatado, em forma de coração, com cerdas na face ventral. Aparelho estridulatório com espelho bem desenvolvido. Arborícolas ..... **Trigonidiinae**

— Corporobusto. Garras simples. Tíbia anterior com dois esporões apicais. Segundo tarsômero não achatado dorso-ventralmente. Pulvilo ausente. Tíbia posterior pode ter esporões dorsais glandulares e pulvilo ausente. Aparelho estridulatório com espelho mal separado da reticulação apical do élitro, terrícolas . ..... **Nemobiinae**

12. **Mogoplistidae** (Fig. 21.40). Também chamados de grilos com escamas, porque têm o corpo coberto por pequenas escamas. Pequenos, raramente excedem 15 mm de comprimento. Cabeça com fronte curta e achatada entre as antenas, estas separadas da fronte por um sulco transversal. Pronoto do macho frequentemente projetado para trás, com a margem posterior convexa e mais larga que a anterior, na maioria das espécies. Segundo tarsômero muito curto, comprimido lateralmente. Tíbia posterior tipicamente serrilhada por todo comprimento e sem espinhos. Fêmeas ápteras. Machos sem o segundo par de asas, ou ápteros. Primeiro par de asas pode ser muito reduzido e ficar escondido sob o pronoto. Quando presente, órgão estridulatório na tégmina, com espéculo muito grande, atravessado por uma veia oblíqua. Ovipositor reto, em forma de agulha. As espécies movimentam-se durante a noite em vegetação baixa de cerrados ou em florestas. São

comuns em serapilheira, mas também no dossel. Dois gêneros têm espécies descritas para o Brasil, *Ectatoderus* Guérin-Méneville (uma espécie) e *Ornebius* Guérin-Méneville (duas), porém o grupo provavelmente é subamostrado.

13. Myrmecophilidae. Incluída por Desutter-Grandcolas (2003) em Mogoplistoidea. Pequenos, com aproximadamente 5 mm de comprimento. Fêmur posterior curto e muito largo, suboval. Cabeça arredondada e pequena em relação ao pronoto. Olhos muito pequenos, com poucos omatídios. Antena pouco mais comprida que o corpo. Segundo tarsômero muito pequeno, deprimido lateralmente. Tíbia posterior com poucos espinhos longos e móveis. Machos e fêmeas ápteros. Cerco e ovipositor curtos. Uma espécie fóssil foi descrita para o Brasil, *Araripemyrmecophilops gracilis* Martins-Neto. Vivem em colônias de formigas e talvez de cupins, o que explica os poucos registros.

CAELIFERA

14. Ripipterygidae (Fig. 21.67). Comprimento em torno de 10 mm. Antena com 11 artículos. Cabeça redonda. Olhos bem desenvolvidos e tarsos anterior e mediano dímeros. Asa posterior bem desenvolvida na maioria das espécies. Vivem em solos úmidos, em geral na beira de rios e lagoas, onde cavam pequenos túneis para escapar de predadores. São gregários e de hábito principalmente noturno. Alimentam-se de matéria orgânica em decomposição no solo e pequenos organismos vivos, tanto animais quanto vegetais. Saem dos seus esconderijos de dia e de noite. Está representada no Brasil por *Ripipteryx* Newman (nove espécies) e *Mirhipipteryx* Günther (quatro).

15. Tridactylidae. A maioria das espécies tem indivíduos pequenos, com menos de 14 mm de comprimento. Têm os mesmos hábitos dos ripipterigídeos. Está representada no Brasil por *Ellipes* Scudder (oito espécies) e *Neotridactylus* Günther (dez) e *Dentridactylus* Günther (uma). O número real de espécies no Brasil deve ser bem maior. Tem sido pouco estudado devido ao pequeno tamanho dos exemplares.

16. Tetrigidae (Fig. 21.60). Pequenos, a maioria com menos de 10 mm de comprimento. Superfície do corpo rugosa. Pronoto usualmente projetado para trás, chegando até o extremo do abdômen ou ultrapassando-o, cobrindo parcial ou totalmente as asas. Fêmures e tíbias frequentemente carenados ou com expansões foliáceas. Tarso anterior e médio dímeros. Tarso posterior trímero. Arréolas ausentes nos três pares de pernas. Tégmina reduzida a uma placa exposta na região anterior e coberta pelo pronoto em sua região posterior. Asas frequentemente ausentes (quando presentes, não são funcionais, sendo a asa posterior em geral bem desenvolvida, com veias pouco ramificadas). Abdômen sem estilos. Cerco curto, não articulado. Paraprocto sem apêndices cerciformes. Ovipositor com bordas serradas, como em acridídeos. Órgãos auditivo e estridulatório ausentes. Vivem, em geral, em áreas com barro ou areia úmido na beira de rios e lagoas e alimentam-se de algas, de criptógamas ou de detritos orgânicos misturados no barro. Quatro subfamílias, 22 gêneros e 92 espécies ocorrem no Brasil. *Tettigidea* Scudder é o gênero mais representativo, com 12 espécies.

17. Eumastacidae (Fig. 21.62). Facilmente reconhecida pelas pernas posteriores abertas em posição de repouso. Corpo raramente excede 45 mm e, às vezes, não chega a 10 mm de comprimento. Distingue-se facilmente dos proscopídeos pelo protórax relativamente curto, não tubular. Antena usualmente muito curta, às vezes relativamente longa nos machos, claviforme na extremidade. As pernas anterior e média usualmente não são finas. Perna posterior de curta e forte até comprida e fina, mas modificada para um salto de maior amplitude, sempre engrossada na base. Tarso posterior serrilhado ou com espinhos ou, ainda, tuberculados dorsalmente. Asas com frequência desenvolvidas, mas ocorre braquipterismo, micropterismo ou mesmo apterismo. Nas espécies amazônicas, com asas bem desenvolvidas, é característico ver os indivíduos saltar e planar durante um longo percurso, sem bater as asas. A maioria das espécies é arborícola e pouco se conhece sobre seus hábitos alimentares. É a única espécie de gafanhoto que se alimenta de pteridófitas, hábito que pode ter existido antes do surgimento das angiospermas. No Brasil, existem 10 gêneros e 29 espécies. O gênero mais representativo é *Pseudeumastacops* Descamps (oito espécies).

18. Proscopiidae (Fig. 21.61). Nomes comuns no Brasil são mané-magro, taquarinha, gafanhoto-de-jurema, maria-seca. Corpo muito alongado, até com mais de 100 mm de comprimento, dando a aparência de gravetos secos. Cabeça alongada e pontuda. Antena curta, no máximo com oito antenômeros. Olhos proeminentes na região anterior da cabeça. Protórax tubular muito alongado. Pernas finas, o primeiro par separado dos outros por distância considerável. Fêmur posterior relativamente fino, mas permite ao inseto pular com bastante eficiência. Tarso posterior sem espinhos ou serrilhação dorsal. Espécies ápteras ou, em alguns casos raros, micrópteras. Muitas espécies vivem em vegetação baixa, principalmente sobre arbustos e algumas em regiões semidesérticas. É estritamente neotropical, sendo sua origem supostamente andino-patagônica. Possui 115 espécies, distribuídas em 14 gêneros. Os gêneros mais representativos são *Cephalocoema* Serville (34 espécies) e *Tetanorhynchus* Brunner von Wattenwyl (22).

19. Pyrgomorphidae (Fig. 21.63). Pertence ao grupo Chasmosacci, porque o saco ejaculador se abre diretamente na câmara genital. Variam de 20 a 53 mm de comprimento. Corpo fusiforme, comprimido dorso-ventralmente. Cabeça em forma de cone. Antena achatada na base. Prosterno com um tubérculo cônico ou um lobo transverso em forma de colar. Asas presentes, vestigiais ou ausentes, como em *Omura congrua* Walker. Órgão estridulatório ausente. Órgão timpânico abdominal presente ou ausente nas espécies ápteras. Cerco e terminália em geral simples. As espécies brasileiras têm sido coletadas em regiões semiáridas do Nordeste, em cerrados de Goiás, Minas Gerais e Mato Grosso e, no caso de *O. congrua*, em regiões de floresta amazônica em vegetação baixa e aberta, perto do solo. Três gêneros e três espécies estão presentes no Brasil: *Algete* Bolívar, *Deraspiella* Bolívar e *Omura* Walker, com uma espécie cada.

20. Ommexechidae (Fig. 21.64). Pertence ao grupo Cryptosacci (saco ejaculatório fechado). Espécimes com asas bem desenvolvidas, braquípteras ou ápteras. Corpo tuberculoso e achatado. Aqueles com asas bem desenvolvidas possuem voos relativamente curtos e lentos. Ponte do epifalo consiste em um esclerito independente conectado por membrana às placas laterais do epifalo. Nas outras famílias, a ponte e as placas laterais formam um esclerito único. Quatro gêneros ocorrem no Brasil: *Clarazella* Pictet & Saussure (quatro espécies), *Descampsacris* Ronderos (uma), *Spathalium* Bolivar (duas) e *Ommexecha* Serville (duas).

21. Romaleidae (Fig. 21.65). Também pertence ao grupo Cryptosacci. Variam de 30 a mais de 120 mm de comprimento e o dobro de envergadura, como ocorre em *Titanacris* Scudder e *Tropidacris* Scudder. Corpo geralmente robusto. Tegumento liso ou rugoso, raramente espinhoso ou tuberculado. Protórax de forma variável, dorsalmente plano a crestado, como em *Prionolopha* Stål, ou ainda levemente crestado como em *Xyleus* Gistel. Prosterno com um tubérculo cônico mediano. Tíbia posterior geralmente com um espinho apical externo. Asas totalmente desenvolvidas na maioria das espécies ou curtas, raramente ausentes. Tégmina braquíptera em fêmeas de *Staleochlora* Roberts & Carbonell. Asa posterior com um mecanismo estridulatório formado por numerosos dentículos dispostos nas veias arqueadas transversais da área anterior, que são esfregadas contra uma veia grossa na área inferior da tégmina. Base do abdômen, lateralmente, com um par de órgãos timpânicos, ausentes nas espécies ápteras. Valvas edeagais dorsais independentes em algumas espécies, não unidas na região basal pelo arco do cíngulo e flexionadas dorsalmente, com a superfície finamente esculturada por minúsculos pontos ou sulcos esclerosados. Cada valva, quando independente, conecta-se com a região látero-caudal do cíngulo. No Brasil, ocorrem 153 espécies pertencentes a 51 gêneros. Os gêneros brasileiros mais representativos são *Pseudonautia* Descamps (14 espécies), *Adrolampis* Descamps (dez) e *Trybliophorus* Serville (nove).

22. Acrididae (Fig. 21.66). Também pertencente ao grupo Cryptosacci. Tem grande diversidade de formas e tamanhos, assim como de hábitats. As regiões de pradarias e cerrados são especialmente ricas em espécies e os hábitats variam desde lugares secos de caatinga até úmidos de banhados. Corpo forte, como em Melanoplinae, ou alongado, como em Leptysminae. Tegumento raramente rugoso ou tuberculado. Antena em geral filiforme e, às vezes, dilatada distalmente, como em *Silvitettix* Bruner e *Peruvia* Scudder (Gomphocerinae). Pronoto usualmente mais estreito que longo, subcilíndrico, em forma de sela e até crestado. Prosterno pode ter um lobo mediano em forma de tubérculo, que pode ser longo e curvado caudalmente. Tíbia posterior geralmente sem espinho apical externo ou com espinho vestigial. Asas desenvolvidas, braquípteras, micrópteras ou ausentes. Asa anterior frequentemente com uma veia intercalar, com dentículos que permitem a estridulação quando esfregada contra a linha longitudinal na superfície interna do fêmur posterior provida de dentículos. Base do abdômen usualmente com um par de órgãos timpânicos laterais, que podem faltar em algumas espécies ápteras. Terminália variável, usualmente não especializada, embora os cercos possam ser especializados nos machos. Estrutura fálica com o cíngulo bem diferenciado e as valvas dorsais na sua região basal unidas no arco, que fica solidamente unido ao zigoma. Placas endofálicas unidas às valvas ventrais por um tecido flexível. Saco ejaculatório não se abre diretamente na câmara genital e o saco espermatofórico, ventral. Epifalo forma uma peça única com a ponte e as placas laterais unidas, mostrando um par de lobos (âncora e lophi) e escleritos ovais independentes de cada lado. Espécies de *Cornops* Scudder (Leptysminae) vivem em vegetação de gramíneas e juncáceas à beira de lagoas e *Marellia remipes* Uvarov (Marelliinae) sobre folhas flutuantes de *Hydrocleis nymphoides* (Willd.) (Limnocharitaceae), onde se alimentam roendo o parênquima da face superior. A oviposição ocorre na face inferior das folhas da mesma planta. Tíbia e tarso posterior dilatados para deslocamento rápido tanto sobre quanto sob a superfície da água. Muitas das espécies de Leptysminae são alongadas, marrons ou verde-claras, camuflando-se em talos de gramíneas, como ocorre em *Leptysmina* Giglio-Tos e *Cylindrotettix* Bruner. É a família com maior número de espécies relatadas para o Brasil: 361 espécies, distribuídas em 129 gêneros e 10 subfamílias.

Agradecimentos. Ao Programa de Capacitação em Taxonomia (MCT/ CAPES/CNPq), PRODOC-CAPES, Orthopterist's Society, CNPq e FAPEMIG, pelo apoio financeiro; Andrej V. Gorochov autorizou modificação de esquemas publicados; Dardo Andrea Marti, Edison Zefa, José Albertino Rafael, Maria Marta Cigliano e Robert A. Behrstock pelas fotos gentilmente cedidas.

Referências bibliográficas

Amédégnato, C. 1974. Les genres d'acridiens Néotropicaux. Leur classification par Familles, Sous-familles et tribus. **Acrida 3**: 193-204.

Amédégnato, C. 1976. Structure et evolution desgenitalia chez les acrididae et familles apparentées. **Acrida 5**(1): 1-15.

Carbonell, C.S. 1978. Origin, evolution and distribution of the neotropical acridomorph fauna (Orthoptera): a preliminary hypothesis. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** (1977) **36**(1/4): 153-175.

Carbonell, C.S. 2000. Taxonomy and a study of the phallic complex, including its muscles, of *Paulinia acuminata* (Acrididae, Pauliniinae) and *Marellia remipes* (Acrididae, incertae sedis). **Journal of Orthoptera Research 9**: 161-180.

Desutter-Grandcolas, L. 2003. Phylogeny and the evolution of acoustic communication in extant Ensifera (Insecta, Orthoptera). **Zoologica Scripta 32**: 525-561.

Dirsh, V.M. 1975. **Classification of the Acridomorphoid Insects**. E.W. Classey Ltd, Faringdon, Oxford, 171 p.

Eades, D.C. 2000. Evolutionary relationships of phallic structures of Acridomorpha (Orthoptera). **Journal of Orthoptera Research 9**: 181-210.

Eades, D.C. & D. Otte 2009. **Orthoptera Species File Online**. Versão

2.0/3.5. <http://Orthoptera.SpeciesFile.org>. Acesso: 10/out/2009.

Flook, P.K. & C.H.F. Rowell 1997. The phylogeny of the Caelifera (Insecta, Orthoptera) as deduced from mtRNA gene sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution 8**: 89-103.

Flook, P.K. & C.H.F. Rowell 1998. Inferences about orthopteroid phylogeny and molecular evolution from small-subunit nuclear ribosomal DNA-sequences. **Insect Molecular Biology** 7: 163-178.

Flook, P.K; S. Klee & C.H.F. Rowell 1999. Combined molecular phylogenetic analysis of the Orthoptera (Arthropoda, Insecta) and implications for their higher systematics. **Systematic Biology 48**(2): 233-253.

Gorochov, A.V. 2001. The higher classification, phylogeny and evolution of the superfamily Stenopelmatoidea, p. 3-33. *In*: L.H. Field (ed.). **The Biology of the Wetas, King Crickets and their allies**. Department of Zoology, University of Canterbury, Christchurch, New Zeland, Wallingford, Cabi Publishing 560 p.

Gwynne, D.T; L. Desutter; P. Flook & H. Rowell 1995. **Orthoptera. Crickets, katydids, grasshoppers, etc.** Version 01 January 1996 (under construction). <http://tolweb.org/Orthoptera/8250/1996.01.01>. Acesso: 25/jan/2008.

Jago, N.J. 1990. The genera of Central and SouthAmerican grasshopper family Proscopiidae (Orthoptera, Acridomorpha). **Eos, Revista Española de Entomologia, Madrid 65**(1): 249-307.

Johns, P.M. 1997. The Gondwanaland weta: family Anostostomatidae (formerly in Stenopelmatidae, Henicidae or Mimnermidae): nomenclatural problems, world checklist, new genera and species. **Journal of Orthoptera Research, 6**(4): 125-138.

Jost, M.C. & K.L. Shaw. 2006. Phylogeny of Ensifera (Hexapoda: Orthoptera) using three ribosomal loci, with implications for the evolution of acoustic communication. **Molecular Phylogenetics and Evolution 38**:510-530.

Kevan, D.K. McE. 1982. Orthoptera, p. 352–379, pl. 109–116. *In*: S.P. Parker (ed.). **Synopsis and classification of living organisms, Vol. 2.** New York, McGraw-Hill Book Comp., vi + 1232 p.

Lecoq, M.; A. Foucart & G. Balança. 1999. Behaviour of *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) hopper bands in Mato Grosso, Brazil (Orthoptera:Acrididae:Gomphocerinae). **Annales de la Société entomologique de France (N.S.) 35**(2): 217-228.

Mesa, A.; P. García-Novo; T. Roat & C. Portugal 2004. Morphological characters and karyology of *Miogryllus piracicabensis* Piza (Orthoptera, Gryllidae). **Neotropical Entomology 33**: 337-340.

Pierozzi, I. & M. Lecoq 1998. Morphometric studies on *Rhammatocerus schistocercoides* (Rehn, 1906) Orthoptera, Acrididae, Gomphocerinae in Brazilian and Colombian populations. **Transactions of the American Entomological Society 124**(1): 25-34.

Rentz, D.C.F. 1979. Comments on the classification of the orthopteran family Tettigoniidae, with a key to subfamilies and description of two new subfamilies. **Australian Journal of Zoology 27**(6): 991-1013.

Rentz, D.C.F. & K.H.L. Key. 1991. Orthoptera, p. 378-381. *In*. CSIRO (ed.). **The Insects of Australia. A Textbook for Students and Research Workers, 2nd Edition**. Melbourne University Press, Carlton, Australia, 2 volumes, xvii + 1137 + vi p.

Rowell, C.H.F. 1978. Food plant specificity in neotropical rain-forest acridids. **Entomologia Experimentalis et Applicata 24**(3): 651-662.

Rowell, C.H.F. & P.K. Flook 1998. Phylogeny of the Caelifera and the Orthoptera as derived from ribosomal gene sequences. **Journal of Orthoptera Research** 7: 147–156.

Sharov, A.G. 1968. Phylogeny of the Orthopteroidea. **Transactions of the Institute of Paleontology 118** (1971). Translated from Russian by the Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem. 251 p.

Sperber, C.F; L.G.S. Soares & M R. Pereira 2007. Litter disturbance and trap spatial positioning affects the number of captured individuals and genera of crickets (Orthoptera: Grylloidea). **Jounal Orthoptera Research 16**: 77-83.

Capítulo 22

PHASMATODEA

Oliver Zompro

Phasmatidae: *Cranidium gibbosum*

Pseudophasmatidae: *Pseudophasma* sp.

Prisopodidae: *Prisopus* sp.

Phasmatodea Jacobson & Bianchi, 1902

Oliver Zompro

Phasmatodea: do grego *phasma*, *phasmatis* = fantasma. Refere-se ao hábito noturno e semelhança com galhos, troncos e folhas.

Diagnose. Hemimetábolos, fitófagos, com comprimento do corpo variando entre 17 a 340 mm (17 a 250 mm nas espécies sul-americanas). Coloração geral verde ou marrom, algumas poucas espécies aladas muito coloridas. Cabeça prognata. Pronoto com duas glândulas defensivas ântero-laterais. Mesonoto mais longo do que o pronoto. Metanoto fundido ao segmento abdominal I (= segmento mediano). Tégminas geralmente curtas e espécies frequentemente ápteras. Corpo geralmente muito alongado. Veia costal da tégmina curta. Fêmur anterior frequentemente curvo e comprimido na base, raramente reto. Em espécies de grupos basais, tíbias com área apical ventral ("*area apicalis*") e terminália masculina com vômer. Área apical e vômer frequentemente reduzidos. Tarsos pentâmeros. Cerco simples. Ovo com cápsula muito esclerosada, com uma placa micropilar externa e outra interna e um opérculo destacável. A maioria das espécies com aparência de gravetos ou de folhas.

Introdução. Os fasmatódeos são conhecidos popularmente como bicho-pau, chico-magro, mané-magro, cipó-seco, maria-seca, taquarinha, taquara-seca e treme-treme (Lenko & Papavero 1996). Contêm várias espécies atuais que estão entre os maiores insetos em comprimento e peso. São bem conhecidos por assemelharem-se a ramos secos, gravetos e folhas.

São conhecidas cerca de três mil espécies no mundo, aproximadamente 900 no Novo Mundo e cerca de 220 no Brasil. No mundo, o número de espécies deve duplicar e no Brasil talvez alcance em torno de 600 espécies. Geralmente somente as espécies maiores são coletadas e as menores, ignoradas. A menor espécie sul americana, *Grylloclonia minima* Zompro foi descrita recentemente (Zompro 1998). A maior diversidade de espécies ocorre em florestas tropicais.

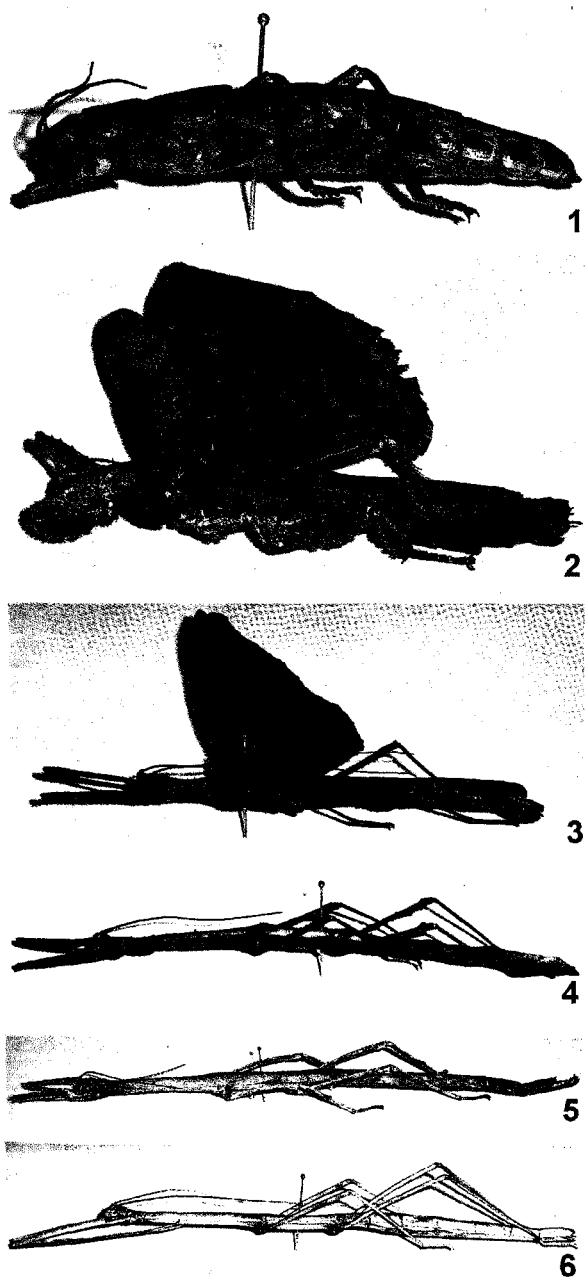
Referências importantes são a monografia de Redtenbacher (1906, 1908) e de Brunner von Wattenwyl (1907), publicada em três partes, mas geralmente encadernadas em um só volume. A maioria dos taxonomistas atuais tem utilizado a classificação proposta por Bradley & Galil (1977), baseada na classificação de Günther (1953), apesar de não refletir a filogenia. Mais recentemente, os gêneros de Diapheromeridae do Novo Mundo foram revisados por Zompro (2001a) e uma filogenia dos gêneros da subordem Areolatae foi proposta por Zompro (2004a). Uma chave para todos os gêneros de fasmatódeos do Novo Mundo foi publicada por Zompro (2004b) e um catálogo de todas as espécies e uma literatura extensiva está disponível no endereço em Zompro (s.d.). Uma lista do material-tipo depositado em museus brasileiros foi publicada por Zompro & Domenico (2004).

As linhagens atuais de Phasmatodea parecem ser de origem relativamente recente. Com exceção de Agathemerodea, são todos muito mais recentes que o fóssil †Archipseudophasmatidae descrito do âmbar báltico (Zompro 2001b), o que indica que a ordem pode ter surgido no Cretáceo ou no Jurássico Superior.

O gênero *Timema* Scudder, com 21 espécies distribuídas no sudeste da região Neártica e uma espécie fóssil de âmbar báltico do Eoceno europeu, foi historicamente incluído em Phasmatodea, mas parece pertencer a um clado mais próximo de Embioptera e Plecoptera (Zompro 2004a).

Morfologia (adultos). A coloração geral é verde ou marrom, mas algumas espécies aladas têm espécimes coloridos. A cabeça é prognata e nos táxons mais recentes frequentemente o lado ventral é fechado pela gula, pelo menos parcialmente. Ocelos são frequentes nas formas aladas, especialmente nos machos. Antena filiforme, geralmente com muitos artículos, frequentemente com articulação indistinta. Aparelho bucal do tipo ortopteroide. Palpo maxilar com cinco artículos e palpo labial, com três. No plano-básico do grupo, o tórax tem três segmentos aproximadamente iguais no comprimento, enquanto que, nos grupos mais apicais, o meso e o metanoto às vezes são muito alongados e o mesonoto sempre é mais longo que o metanoto. Protórax com duas glândulas defensivas localizadas de ântero-lateralmente a submedianamente. Nos grupos basais, estão localizadas abaixo da margem ântero-lateral do pronoto. Fêmur anterior reto nos táxons basais, frequentemente curvo e comprimido nos táxons distais. Tíbias dos táxons basais com área apical ("*area apicalis*") (Fig. 22.17), uma área ventro-apical pequena, triangular, frequentemente reduzida nos táxons em posição mais alta na filogenia. Tarsos pentâmeros. Nos

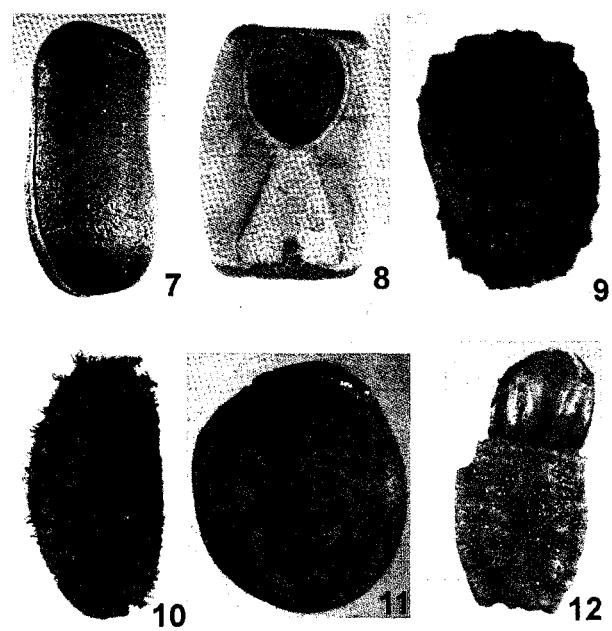
grupos recentes, a asa anterior geralmente é curta e espessa, do tipo tégmina. A asa posterior frequentemente estende-se consideravelmente além da tégmina e possui a área anal em forma de leque. Boa parte da ordem frequentemente é áptera. Abdômen com onze segmentos, o primeiro segmento fundido ao metanoto e denominado de "segmento mediano"; segmento XI muito reduzido, formando a placa suprá-anal. Cerco simples. Macho com esternito IX dividido transversalmente e esternito X frequentemente modificado em um esclerito geralmente triangular, o vômer, com partes internas e externas às vezes reduzidas. Fêmea com esternito VII frequentemente com um órgão opercular médio-posterior que serve para conectar- se ao vômer do macho durante a cópula, esternito VIII formando a placa subgenital, frequentemente muito alongada e projetada além do ápice do abdômen, às vezes modificada para lançar ou colar os ovos.



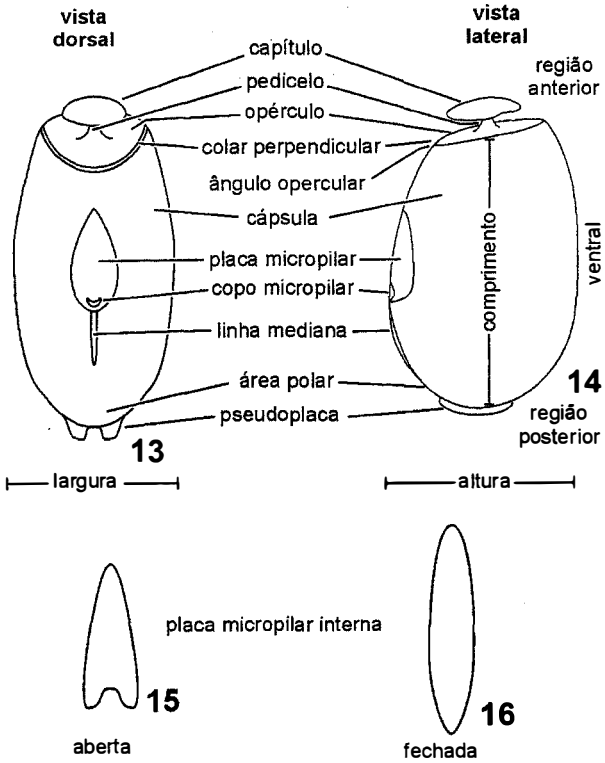
Figuras 22.1-6. Fêmeas adultas. **1**, Agathemeridae: *Agathemera crassa* (Blanchard), 58 mm; **2**, Prisopodidae: *Prisopus flabelliformis* (Stoll), 86 mm; **3**, Pseudophasmatidae: *Reticulonigrum andreaszomproi* Zompro, 78 mm; **4**, Heteronemiidae: *Canuleius* sp., 106 mm; **5**, Phasmatidae: *Cladomorphus phyllinus* Gray, 240 mm; **6**, Diapheromeridae: *Phanocloidea nodulosa* (Redtenbacher), 155 mm. Fotos: O. Zompro.

Imaturos. Os ovos (Figs. 22.7-12) são característicos e únicos entre os insetos. Assemelham-se a sementes de plantas. A cápsula é muito esclerosada, com superfície lisa e brilhante ou muito esculturada, às vezes modificada ventralmente para fixação com substância adesiva. A cápsula (Figs. 22.13, 14) tem uma placa micropilar interna e outra externa, com um copo micropilar. A placa micropilar interna pode ser aberta ou fechada (Figs. 22.15, 16), dependendo da posição da micrópila dentro da placa interna. Placas fechadas ocorrem somente nos grupos mais apicais. No Novo Mundo, são conhecidas somente espécies com placas abertas. A cápsula é fechada pelo capítulo anteriormente, o qual é retirado pela ninfa ao emergir. Opérculo frequentemente com um capítulo, facilmente reconhecido porque se expande quando colocado em solução de hidróxido de potássio. Quando não se expandir nessa solução, é porque o capítulo faz parte do opérculo e, nesses casos, denominado pseudocapítulo. O capítulo ocorre principalmente em espécies do grupo "Anareolatae", raramente em Areolatae.

As ninfas diferem dos adultos principalmente pelo tamanho. Machos passam por quatro mudas e fêmeas, por cinco, mas alguns autores registraram até oito mudas (Bedford



Figuras 22.7-12. Ovos. **7**, Agathemeridae: *Agathemera crassa* (Blanchard); **8**, Prisopodidae: *Prisopus fisheri* Gahan; **9**, Pseudophasmatidae: *Reticulonigrum andreaszomproi* Zompro; **10**, Heteronemiidae: *Canuleius* sp.; **11**, Phasmatidae: *Cladomorphus phyllinus* Gray; **12**, Diapheromeridae: *Phanocloidea nodulosa* (Redtenbacher). Fotos: O. Zompro.



Figuras 22.13-16. Morfologia do ovo. **13**, vista dorsal; **14**, vista lateral; **15-16**, placa micropilar do tipo aberta e fechada, respectivamente. Fonte: Zompro (2004a).

1978). Espécies com abdômen largo ficam mais alargadas a cada ínstar. Ninfas mais velhas frequentemente têm espinhos mais fortes que os adultos. Nas espécies aladas, as asas tornam-se visíveis a partir do terceiro ínstar nos machos e terceiro ou quarto ínstar nas fêmeas. Em ambos os sexos, a placa subgenital e cercos atingem desenvolvimento completo na fase adulta.

Biologia. Todos os fasmatódeos são fitófagos e predominantemente noturnos. A semelhança com gravetos ou folhas, juntamente com a coloração verde ou marrom, constitui uma boa camuflagem. Somente os grupos com glândulas protorácicas bem desenvolvidas são coloridos. Quando ameaçados, pulverizam uma substância defensiva a partir dessas glândulas. Algumas espécies produzem sons com as asas como meio de defesa (*Pterinoxylus* spp.). Muitas espécies perdem as pernas (autotomia) quando tocados ou perturbados. As ninfas podem regenerar as pernas nas mudas subsequentes, as quais são reconhecidas por possuírem somente quatro tarsômeros.

A maioria das espécies reproduz-se sexuadamente, mas a partenogênese foi observada na maioria das espécies criadas em laboratório. O macho quase sempre é bem menor que a fêmea e a cópula ocorre por cavalgadura do macho sobre a fêmea. O esperma é transferido por espermatóforo. Dependendo da espécie, a quantidade de ovos varia entre algumas dúzias até mais de mil ovos. Na maioria dos casos, as fêmeas apenas deixam os ovos cair, mas algumas espécies colam os ovos no substrato. O capítulo de algumas espécies atrai formigas, que acabam por dispersar os ovos. As ninfas emergem após algumas semanas ou vários meses, chegando a vários anos em alguns casos extremos. A última muda demora até seis horas nas espécies grandes. Os inimigos naturais incluem pássaros, macacos, morcegos, répteis e aranhas. Alguns himenópteros são parasitas de ovos. *Amisega* (*Mesitiopterus*) sp. (Hymenoptera: Chrysididae) foi identificada como parasitoide de ovos de *Echetlus evoneobertii* Zompro & Adis.

Classificação. Tradicionalmente estava dividida em duas subordens: Areolatae, com área apical nas tíbias, e "Anareolatae", sem a área apical. O último é polifilético em relação aos táxons apicais de Areolatae (Zompro 2004a, b). A presença ou ausência da área apical é uma característica importante para uso em chaves dicotômicas e, por isso, o conceito de "Anareolatae" muitas vezes é utilizado. A posição da maioria dos subgrupos de "Anareolatae" ainda precisa ser elucidada. A ordem está dividida atualmente em duas subordens, quatro superfamílias e dez famílias, conforme consta abaixo. O número de espécies em cada família registrada para o Brasil segue entre parênteses.

Agathemerodea
1. Agathemeridae

Verophasmatodea
Aschiphasmatoidea
2. Prisopodidae (17)
   Damasippoididae
   Aschiphasmatidae

Pseudophasmatoidea
3. Pseudophasmatidae (51)
4. Heteronemiidae (36)

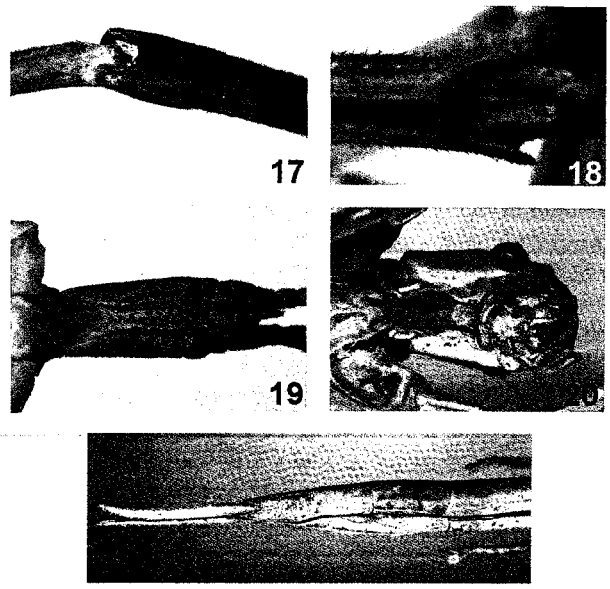
Bacilloidea
   Heteropterygidae
   Anisacanthidae
   Bacillidae

Phyllioidea
   Phylliidae

"Anareolatae" (96)
5. Diapheromeridae (19)
6. Phasmatidae (14)
   "Incertae sedis" (63)

Relações filogenéticas. A subordem Agathemerodea, com uma família, Agathemeridae, é o grupo-irmão de todos os outros fasmatódeos (Fig. 22.22). As superfamílias atuais de Verophasmatodea são relativamente recentes. A família extinta Archipseudophasmatidae, descrito do âmbar báltico do Eoceno, com aproximadamente 45 milhões de anos (Zompro 2001b), é possivelmente o grupo-irmão de Verophasmatodea. Essa família foi caracterizada pelo terceiro antenômero muito alongado e a tégmina e a asa posterior totalmente desenvolvidas, ambas ultrapassando o ápice do abdômen.

Em Aschiphasmatoidea, representada no Novo Mundo por Prisopodidae, os ocelos são completamente reduzidos,



Figuras 22.17-21. Diferentes estruturas de Phasmatodea. **17**, tíbia de uma espécie Areolatae; **18**, tíbia de uma espécie "Anareolatae"; **19**, cabeça com gula; **20**, cabeça sem gula; **21**, ápice do abdômen de *Echetlus evoneobertii* Zompro & Adis.

o fêmur anterior é ondulado e cerdoso ventralmente e os ovos têm uma área especializada na superfície ventral. Pseudophasmatoidea é caracterizada por duas apomorfias: (1) fêmur anterior curvo, comprimido basalmente, e (2) placa micropilar pequena e arredondada. Tem duas famílias: Pseudophasmatidae, que se assemelha ao plano-básico de Pseudophasmatoidea, e Heteronemiidae, com uma autapomorfia que é a posição da placa micropilar próxima à extremidade posterior da cápsula do ovo.

Importância. Ecologicamente são pouco importantes devido à baixa densidade populacional, mas existem exceções temporárias registradas. Economicamente, pelo menos *Echetlus evoneobertii* parece ser importante no Brasil pelos danos causados em plantações de *Eucalyptus urophylla* S.T. Blake (Myrtaceae). Essa espécie é originária provavelmente da Austrália, onde ocorre a maioria das espécies de *Echetlus* Stål, e foi introduzida no Brasil juntamente com os eucaliptos.

Cerca de 200 espécies são mantidas em cativeiro como animais de estimação em todo o mundo. Eles têm um papel

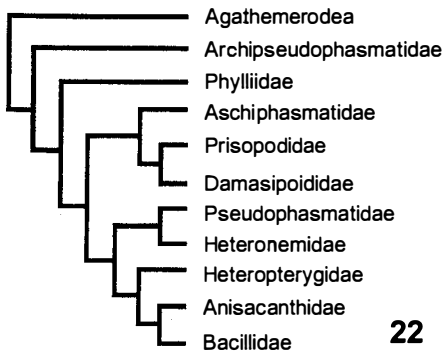


Figura 22.22. Cladograma de afinidades entre as famílias de Phasmatodea. Fonte: Zompro (2004a).

educativo importante ao permitir um contato próximo e positivo com os insetos, com frequência rejeitados pelos humanos.

Coleta e fixação. Os fasmatódeos são encontrados em florestas primárias, secundárias, parques e jardins. Várias espécies vivem no dossel, mas a maioria vive próximo ao solo, onde a umidade do ar é maior. Todos são noturnos, mas alguns espécimes são encontrados durante o dia. Para coletá-los, é recomendável procurar por danos causados nas folhas durante o dia em local com grande variedade de plantas. A mesma área pode ser depois examinada à noite com auxílio de uma lanterna potente para localizar os insetos em atividade. Os espécimes encontrados devem ser transportados em uma caixa com espaço suficiente para movimentarem-se. Se forem sacudidos dentro de um frasco pequeno, geralmente perdem as pernas. Para a montagem, o melhor procedimento é fixá-los em uma placa de isopor com as pernas arranjadas junto ao corpo com auxílio de alfinetes de escora; após o arranjo, colocá-los com a cabeça para cima em uma mistura feita de 1000 ml de álcool isopropílico e 40 ml de formol (37%). Após dez dias, retirar os espécimes do líquido e deixar secar em ambiente escuro e arejado. Após uma semana, retirar os alfinetes de escora; se retirados antes, a conformação pode se alterar. Fasmatódeos preservados assim não são atacados por pragas de coleções, como besouros antreníneos (Dermestidae). Os ovos devem ser secos ao sol ou estufa por no mínimo seis semanas e armazenados em sacos plásticos.

Criação. Frequentemente são encontrados espécimes únicos de fasmatódeos. Para estudo taxonômico, é recomendável fazer criação a partir de machos e fêmeas para obtenção de grande número de indivíduos e de ovos. Podem ser criados em caixas de tamanhos diferentes, basicamente de dois tipos. Uma completamente fechada, para espécies que vivem em ambiente muito úmido, e uma arejada, telada, para espécies que vivem na copa das árvores ou ambientes mais abertos da floresta. No início, se deve oferecer as plantas de onde foram coletados e, posteriormente, podem ser testadas outras plantas semelhantes ou próximas. A criação deve ser borrifada a cada dois dias para suprimento de água. Os ovos devem ser retirados da caixa e mantidos sobre vermiculita em pequenos recipientes plásticos. As ninfas jovens podem ser criadas com os adultos.

Chave para famílias com base nos adultos (modificada de Zompro 2004b)

1. Ápice das tíbias com área apical ventral membranosa e com uma área esclerosada no ápice (sem registro para o Brasil) .. .. **1. [Agathemeridae]**

— Ápice das tíbias com área apical toda esclerosada ou reduzida **2**

2(1). Fêmur mediano e posterior sem carena ventral medianamente. Fêmur anterior distintamente mais curto que a cabeça, pronoto e mesonoto juntos ..... **2. Prisopodidae**

— Se fêmur mediano e posterior não possuírem carena ventral medianamente, então fêmur anterior mais comprido do que a cabeça, pronoto e mesonoto juntos **3**

3(2). Tíbia média e posterior com área apical ventral (Fig. 22.17) ... **4**

— Tíbia média e posterior sem área apical ventral ("Anareolatae")

(Fig. 22.18) 5

4(3). Terceiro antenômero triangular em corte transversal .... **4. Heteronemiidae**

— Terceiro antenômero arredondado em corte transversal .... **3. Pseudophasmatidae** (parte)

5(3). Cabeça quase completamente fechada pela gula ventralmente (Fig. 22.19) ..... **4. Heteronemiidae**

— Cabeça sem gula ou gula incompleta ventralmente (Fig. 22.20) **6**

6(5). Antenômeros medianos triangulares transversalmente .... **3. Pseudophasmatidae: Hesperophasmatini**

— Antenômeros medianos arredondados transversalmente ... **7**

7(6). Fêmur anterior uniformemente (às vezes indistintamente) serrilhado externo-ventralmente ..... **6. Phasmatidae** (parte)

— Fêmur anterior sem serrilhado externo-ventralmente, mas às vezes com dentes grandes ou lóbulos **8**

8(7). Placa subgenital da fêmea projetando-se pouco além do segmento IX. Cerco distintamente mais longo que os tergitos IX e X juntos (Fig. 22.21)...**6. Phasmatidae: Platycraninae**

— Placa subgenital distintamente mais longa que o segmento IX. Cerco distintamente mais curto que os tergitos IX e X juntos ..... **5. Diapheromeridae: Diapheromerinae**

1. [Agathemeridae] (Fig. 22.1). Inclui somente *Agathemera* Stål, conhecido apenas das montanhas do Chile e do Peru, mas pode ocorrer no oeste do Brasil, por isso é tratada aqui. Difere dos demais fasmatódeos pela musculatura longitudinal, dorsal e ventral, que percorre todos os segmentos pré-genitais e não é encurtada como, nas outras famílias. Corpo forte. Cabeça curta, levemente mais larga que longa. Antena com artículos largos, não ultrapassando o tórax. Pronoto pouco mais longo que a cabeça. Mesonoto aproximadamente tão longo quanto o pronoto e um pouco mais longo que o metanoto. Fêmeas com rudimentos espessos de tégminas. Abdômen com o primeiro segmento fundido ao metanoto e mais curto que este. Todos os fêmures curtos, fortes e retos. Todas as tíbias com área apical ("*area apicalis*") membranosa e com um campo esclerosado médio-apical. Tarsômeros diminuem em comprimento, exceto o último, que é aproximadamente do comprimento dos três anteriores juntos. Macho com vômer muito curto e triangular. Cápsula do ovo cilíndrica, alongada. Placa micropilar lanceolada, alongada, quase tão longa quanto a cápsula, atingindo a área polar. Copo micropilar expandido em uma carena em forma de Y. Placa interna aberta.

2. Prisopodidae (Fig. 22.2). É a única de Aschiphasmatoidea que ocorre na região Neotropical. Têm aparência de madeira ou líquen. Dimorfismo sexual moderado. Mesonoto um tanto transverso ou mais longo que largo, sempre menor que 1,5 vezes o comprimento do pronoto. Tégmina presente e geralmente projetando-se além do segmento mediano. Quando mais curta, tem forma de escama. Ovo com uma área longitudinal especializada na superfície ventral da cápsula. Placa micropilar interna aberta. Há chave para gêneros em Zompro (2004a).

3. Pseudophasmatidae (Fig. 22.3). Tem quase 40 gêneros, a maioria com espécies aladas. Várias espécies borrifam secreção das glândulas protorácicas quando perturbadas. A secreção queima a pele e é prejudicial aos olhos humanos. São de tamanho pequeno a médio. Área apical presente em todas as tíbias. Veia radial da asa posterior ramificada. Face ventral dos fêmures sem cerdas e sem expansões distintas. Fêmur anterior com quatro margens distintas; margens arredondadas em espécies aladas. Ovo com placa micropilar e micrópila no meio da cápsula. Placa micropilar interna aberta. Chave para gêneros pode ser encontrada em Zompro (2004a).

4. Heteronemiidae (Fig. 22.4). São predominantemente em forma de graveto, todas ápteras, de tamanho pequeno a médio e dimorfismo sexual moderado. Corpo muito alongado, com mesonoto várias vezes mais longo que o pronoto. Fêmur anterior geralmente com três margens lameladas, muito comprimidas e curvas basalmente. Algumas espécies com quatro margens lameladas. Fêmures com carena ventro-medial. Todas as tíbias com área apical. A placa subgenital da fêmea atinge o ápice do abdômen, às vezes projetando-se consideravelmente além do ápice. Ovo com placa micropilar muito pequena próximo à área polar. Placa micropilar interna fechada.

Bradley & Galil (1977) usaram erroneamente o nome "Heteronemiidae" para a família Diapheromeridae ("Anareolatae"). A posição de Heteronemiidae foi esclarecida após o estudo da espécie-tipo por Zompro (2001c). Há chave para gêneros em Zompro (2004a).

5. Diapheromeridae (Fig. 22.6). Provavelmente um grupo polifilético, como Phasmatidae. Espécies de tamanho pequeno a grande. Área apical ausente. Foi tratada por Bradley & Galil (1977) como "Heteronemiidae" e caracterizada como se segue: "antena filiforme, geralmente mais longa que o fêmur anterior e frequentemente mais longa que o comprimento do corpo, sem segmentação distinta, notadamente além do meio; quando mais curta que o fêmur anterior e com articulação distintamente fundida, a margem ventral de todos os fêmures é lisa; carena ventral dos fêmures médio e posterior sem serrilhado uniforme, geralmente com poucos dentes distais ou sem dentes". Chave para gêneros do Novo Mundo pode ser encontrada em Zompro (2001a, 2004b).

6. Phasmatidae (Fig. 22.5). Provavelmente um grupo polifilético, mas as afinidades entre os "Anareolatae" ainda precisa ser resolvida. Espécies de tamanho médio a grande. Área apical ausente. Foi caracterizada por Bradley & Galil (1977) como se segue: "Antena forte, distintamente segmentada, geralmente mais curta que o fêmur anterior; fêmeas com fêmures distintamente serrilhados dorso-basalmente, ou mais longos que o fêmur anterior, mas nunca tão longos quanto o corpo; carena ventral dos fêmures médio e posterior distinta e uniformemente serrilhados". Há uma chave para gêneros do Novo Mundo em Zompro (2004b).

Agradecimentos. Aos Prof. Drs. Wolfgang Junk e Joachim Adis (*in memorian*), Instituto Max-Planck de Limnologia, Alemanha; Evôneo Berti Filho, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz, Piracicaba; Ana Lúcia Nunes

Guthjahr, Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém; Eliana Marques Cancello e Sr. Fernando Campos de Domenico, Museu de Zoologia da Universidade São Paulo, pelo suporte ao trabalho com os fasmatódeos sul-americanos. À Anke Teschke, Kiel, Alemanha, pela digitação e arranjo das figuras.

Referências bibliográficas

Bedford, G. O. 1978 - Biology and ecology of the Phasmatodea. **Annual Review of Entomology 23**: 125-149.

Bradley, J. C. & Galil, B. S. 1977. The taxonomic arrangement of the Phasmatodea with keys to the subfamilies and tribes. **Proceedings of the Entomological Society 79**(2): 176-208.

Brunner von Wattenwyl, C. 1907. **Die Insektenfamilie der Phasmiden. II. Phasmidae Anareolatae (Clitumnini, Lonchodini, Bacunculini).** Leipzig, Wilhelm Engelmann, 340 p., 15 pl.

Günther, K. 1953. Über die taxonomische Gliederung und die geographische Verbreitung der Insektenordnung der Phasmatodea. **Beitrage zur Entomologie 3**(5): 541-563.

Lenko, K. & N. Papavero. 1996. **Insetos no Folclore**. 2ª edição. São Paulo, Ed. Plêiade e Fapesp, 468 p.

Redtenbacher, J. 1906. **Die Insektenfamilie der Phasmiden. I. Phasmidae Areolatae**. Leipzig,W. Engelmann, p. 1-180, pls. 1-6.

Redtenbacher, J. 1908. **Die Insektenfamilie der Phasmiden. III. Phasmidae Anareolatae (Phibalosomini, Acrophyllini, Necrosciini).** Leipzig, W. Engelmann, p. 341-589, pls. 16-27.

Zompro, O. 1998. Neue Phasmiden aus Venezuela und Ecuador (Phasmatodea). **Entomologische Zeitschrift 108**(11): 456-459, figs 1-2

Zompro, O. 2001a. A generic revision of the insect order Phasmatodea: The New World genera of the stick insect subfamily Diapheromeridae: Diapheromerinae = Heteronemiidae: Heteronemiinae sensu Bradley & Galil, 1977. **Revue suisse de Zoologie** 108(1): 189-255.

Zompro, O. 2001b. The Phasmatodea and *Raptophasma* n. gen., Orthoptera incertae sedis, in Baltic Amber (Insecta: Orthoptera). **Mitteilungen des Geologisch-Paläontologischen Institutes der Universität Hamburg 85**: 229-261.

Zompro, O. 2001c. Redescription and new synonymies of *Heteronemia* Gray, 1835 (Insecta: Phasmatodea) transferred to the suborder Areolatae. **Studies on Neotropical Fauna and Environment 36**(3): 221-225, 13 figs.

Zompro, O. 2004a. Revision of the genera of the Areolatae, including the status of *Timema* and *Agathemera* (Insecta: Phasmatodea). **Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg** (NF) **37**: 1-327.

Zompro, O. 2004b. A key to the Stick-Insect genera of the "Anareolatae of the New World (Insecta: Phasmatodea). **Studies on Neotropical Fauna and Environment 39**(2): 133-144.

Zompro, O. (s.d.). Insekten. <www.sungaya.de> . Acesso: 27/out/2008.

Zompro, O. & Campos de Domenico, F. 2004. A catalogue of the type material of the insect order Phasmatodea deposited in Brazilian Museums. **Iheringia, Série Zoologia 95**(3): 255-259.

Capítulo 23

DERMAPTERA

Fabian Haas

Pygidicranidae: *Pygidicrana v-nigra*

Forficulidae: *Kleter* sp.

Diplatyidae: *Diplatys* sp., ninfa

Labiduridae: *Labiduria riparia*

DERMAPTERA de Geer, 1773

Fabian Haas

Dermaptera: do grego *derma* = pele e *pteron* = asas. Refere-se às tégminas (asas anteriores) grossas e coriáceas.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, de corpo alongado, com 3 a 85 mm de comprimento (a maioria tem entre 10 e 15 mm). Cabeça prognata, sem ocelos. Protórax livre e móvel, com pronoto discoidal. Mesotórax curto, muito próximo do metatórax, mas não fundido. Pernas ambulatoriais, sem modificações; coxas curtas e inseridas lateralmente. Tarsos trímeros, com ou sem pulvilos tarsais. Tégmina presente e asa posterior densamente dobrada, ultrapassando a tégmina por curta distância. Tégmina e asa posterior frequentemente reduzidas, raramente ausentes. Abdômen com oito segmentos visíveis nas fêmeas ou dez nos macho e ninfas; esternito VII maior que os demais. Em fêmeas, o tergito abdominal VII cobre os tergitos VIII e IX. Cercos de adultos geralmente em forma de pinça. Coloração simples, com amarelo, marrom e tons de preto predominantes; tégminas raramente de cor azul ou verde metálico.

Introdução. Os nomes comuns dos dermápteros usados no Brasil são tesourinhas e lacrainhas. Formam um grupo relativamente pequeno de insetos, com aproximadamente 2.200 espécies conhecidas. São encontrados em todo o mundo (exceto a Antártida), com dominância nas regiões tropicais. No mundo, há cerca de 2.200 espécies descritas, sendo que, para a América do Sul, foram registradas 303 espécies (Haas 2006) e, para o Brasil, 145 espécies; em comparação, a Índia tem 300 espécies, a Europa, 83 e a Austrália, 88. É provável que o número de espécies aumente significativamente com melhor amostragem em florestas tropicais. Cerca de 3.500 para o mundo e 500 para o Brasil são estimativas razoáveis.

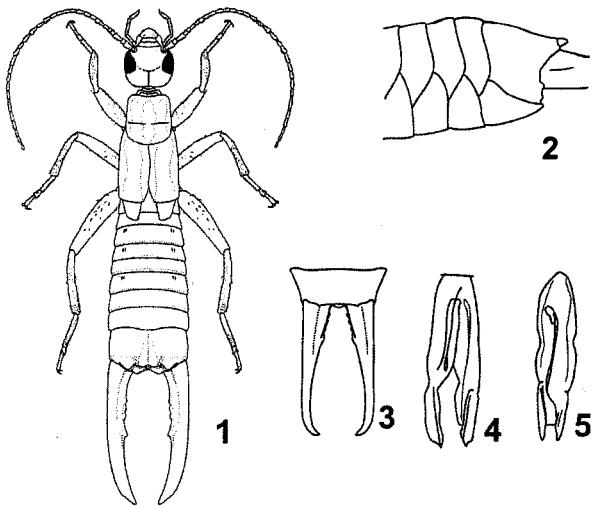
Dermaptera é um grupo relativamente uniforme em aparência. São sempre alongados, com cercos geralmente em forma de pinça e pouca variação no hábito. Podem ser confundidos superficialmente com Staphylinidae (Coleoptera), que também possuem asas anteriores curtas, e com Japygidae (Diplura), que possuem cercos em forma de pinça. Outras características notáveis de Dermaptera são o complexo dobramento das asas posteriores e o cuidado materno com os ovos e ninfas de primeiro ínstar, bem como cromossomos holocêntricos.

A fauna da Guiana Francesa foi estudada por Albouy & Caussanel (1990), com muitas informações sobre todos os aspectos da biologia de Dermaptera. Haas (2006) apresentou a revisão mais recente, com um sítio na Internet com literatura e imagens. O registro fossilífero de Dermaptera começa no Jurássico inferior das montanhas Karatau (Cazaquistão), com várias espécies presentes parecidas com tesourinhas recentes em hábito e aparência geral. As principais diferenças são a presença de umas poucas características plesiomórficas, como a presença de ocelos e de cercos articulados no adulto. As asas já são densamente dobradas e sem diferenças visíveis significativas em relação às asas de espécies atuais. Em espécies recentes, os ocelos são ausentes e os cercos são articulados, caráter plesiomórfico, nas ninfas dos táxons basais Diplatyidae e Karschiellidae. Wappler *et al.* (2005) apresentaram um catálogo taxonômico completo dos fósseis, cobrindo todas as espécies e espécimes conhecidos do Triássico ao Quaternário, e Grimaldi & Engel (2005) resumiram a história paleontológica da ordem.

Na Formação Santana do Brasil (Bacia do Araripe, Ceará), foram encontrados vários fósseis de Dermaptera, muito semelhantes a táxons atuais. Popham (1990), Martins-Neto (1990), Engel & Chazimanalis (2005) e Haas (2007) descreveram várias espécies do Cretáceo Inferior que podem ser associadas a famílias recentes.

Morfologia (adultos). Os dermápteros possuem algumas poucas características morfológicas únicas (Figs. 23.1-5). O sulco pleural metatorácico é quase paralelo ao eixo longitudinal do corpo. A asa posterior, se presente, dobra-se de forma complexa, de modo que, quando se expande, possui uma área cerca de 10 vezes a área da asa quando dobrada. Os tergitos e esternitos abdominais sobrepõem-se lateralmente, formando um padrão característico em zigue-zague em vista lateral. O cerco dos adultos não é articulado, mas têm dimorfismo sexual acentuado.

A cabeça é prognata, larga, achatada e muito móvel. A redução do olho composto é rara e apenas algumas espécies

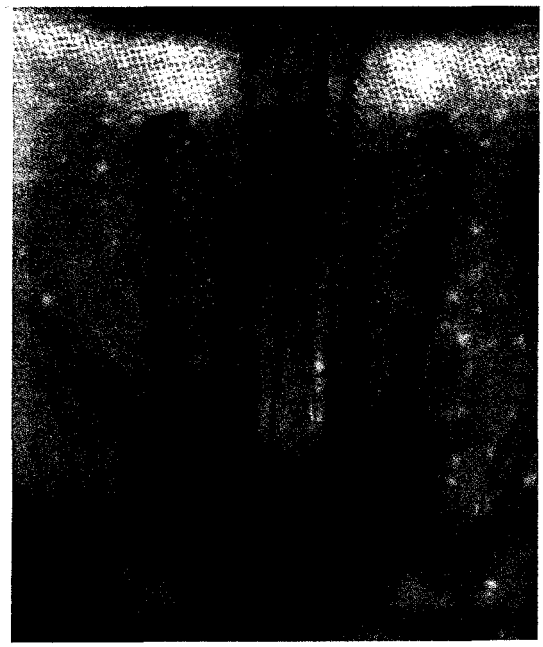


Figuras 23.1-5. Características morfológicas de Dermaptera. 1-3, *Labidura riparia* (Pallas). 1, macho, vd; 2, abdômen mostrando a sobreposição de tergos e esternos, vl; **3**, cercos da fêmea. **4**, genitália masculina com dois lobos funcionais presentes em Pygidicranidae, Anisolabididae e Labiduridae; **5**, genitália masculina com um lobo funcional presente em Eudermaptera (Spongiphoridae, Chelisochidae e Forficulidae). Fonte: Albouy & Caussanel (1990).

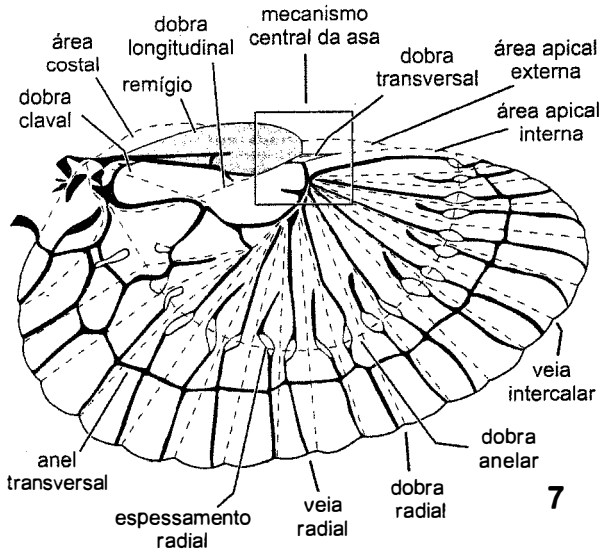
cegas de cavernas são conhecidas. Os ocelos são sempre ausentes nas espécies atuais. A sutura frontal e coronal forma um "Y", conectando os olhos compostos e o vértice. A distinção do "Y" é, algumas vezes, usada como um caráter para identificação. Antena filiforme, sem modificações, com número variável de artículos (mais de 30 em grupos basais). Mandíbula bem desenvolvida, mastigadora, com cúspides de ponta fina. A estrutura da ampla região molar varia de acordo com a dieta. Maxila longa devido à condição prognata; cardo transverso, estipe longo. Palpo maxilar com cinco artículos, o apical com uma papila sensorial. Gálea e lacínia presentes. Lábio cobre todo o lado ventral da cabeça; paraglossa e glossa são fundidas em pares e o palpo labial possui três palpômeros. Gula presente.

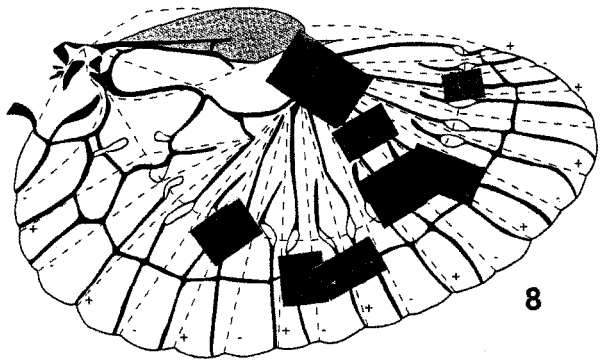
Protórax muito móvel, com pronoto discoidal. Mesotórax curto, ligado, mas não fundido ao metatórax. Metatórax muito inclinado, de modo que o sulco pleural é quase paralelo ao tergito e ao esternito correspondente. Em espécimes capazes de voar, os fragmas do meso e metatórax são bem desenvolvidos. Asa anterior modificada como tégmina curta, coriácea e sem veias, cobrindo pouco mais do que o primeiro tergito abdominal. As tégminas sobrepõem-se no meio (esquerda sempre sobre a direita) e conectadas ao metatórax através de linhas de cerdas (Fig. 23.6). Asa posterior bastante modificada na forma e na venação (Fig. 23.7) (Haas & Kukalová-Peck 2001). Remígio reduzido a uma faixa estreita; a maior parte da superfície da asa é formada pela área anal, em forma de leque e inclui as veias radiando a partir do centro da asa. Através da combinação de várias dobras radiais, uma longitudinal e duas transversais, a asa posterior é dobrada num pacote com apenas um décimo da área da asa desdobrada. A asa é desdobrada com o auxílio dos cercos e é dobrada através da elasticidade intrínseca produzida pela resilina encontrada em muitas áreas da asa (Fig. 23.8) (Haas *et al.* 2000). A tégmina e a asa posterior podem sofrer redução independente. Algumas espécies possuem tégmina normal, não reduzida, cobrindo a asa posterior reduzida. Em outros casos, a tégmina está presente como pequena aba, com ou sem sobreposição na região mediana, ou estão ausente. As pernas são ambulatórias e curtas, nunca modificadas para saltar ou cavar, e estão inseridas lateralmente no tórax, com coxas curtas. Em táxons basais, o fêmur tem duas carenas. Tarsos trímeros, com garras pré-tarsais fortes (Figs 23.14-15). Arólios e garras tarsais (Fig. 23.15) podem estar presentes e são caracteres importantes para a classificação superior.

Abdômen longo, estreito e muito móvel (Fig. 23.10). Tergito abdominal I fundido com o metatórax e o esternito correspondente reduzido devido a inclinação do metatórax. Os tergitos e esternitos sobrepõem- se lateralmente aos tergitos e esternitos seguintes, cobrindo a pleura e os espiráculos. Essa sobreposição forma um padrão característico em zigue-zague em vista lateral (Fig. 23.2). Em fêmeas, o tergito VII cobre os tergitos VIII e IX, que são curtos. Consequentemente, oito tergitos são visíveis nas fêmeas e dez nos machos e ninfas. Tergitos III a VI possuem dobras glandulares que liberam secreções defensivas. A placa subgenital cobre os três pares de valvas, exceto em alguns Pygidicranidae. Em *Tagalina* Dohrn e *Anataelia* Bolivar, as valvas são visíveis como um ovipositor longo, fino e curvado (Fig. 23.9). A genitália do macho (Figs. 23.4, 5) é bastante modificada em estrutura e função, em comparação com outros táxons. Uma parte basal única, não pareada, suporta a seção distal pareada. A parte lateral móvel é chamada de "parâmeros externos". O duto ejaculatório abre-se nos lobos genitais póstero-medianos. A parte distal, esclerosada, é chamada de virga. Uma vesícula basal pode estar presente na base da virga e é um caráter importante para identificação. A genitália do macho expande-se durante a cópula (Fig. 23.10) através da pressão da hemolinfa. Em grupos basais, dois lo-



Figuras 23.6. *Forficula auricularia* L. Mecanismo de travamento das tégminas, mostrando o entrelaçamento de cerdas das tégminas e do tórax. Foto em microscópio de luz.

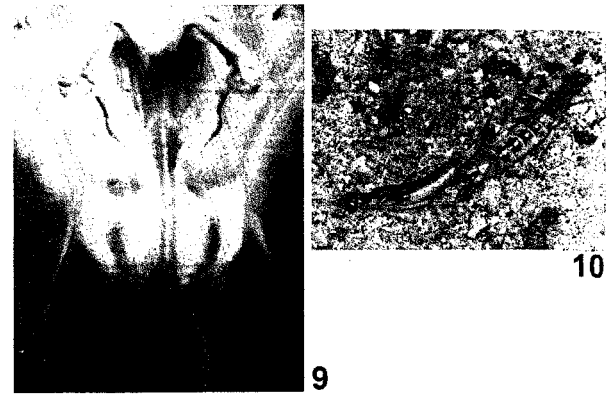




Figuras 23.7-8. Asa posterior de Dermaptera. **7**, venação e padrão de dobramento, mostrando a complexa combinação dos dois para chegar a um denso dobramento. Sinal positivo (+) indica veias convexas e negativo (-), veias côncavas; **8**, ocorrência de resilina azulada (áreas retangulares); o arranjo das veias, dobras e áreas de resilina garante o dobramento automático (não muscular) da asa em um pacote pequeno. Fonte: Haas *et al.* (2000).

bos genitais voltados para trás e duas virgas estão presentes. Esse padrão sofreu modificação durante a evolução. Cercos geralmente simples, não articulados e relativamente retos em fêmeas e ninfas, mas com enorme modificação em tamanho e forma nos machos. Às vezes, iguala- se ao comprimento do corpo e é muito curvado, tanto em vista lateral quanto em vista dorsal. Frequentemente possui dentes, dentículos ou flanges. Sua forma geralmente é característica em cada gênero, mas cercos semelhantes podem ocorrer em gêneros não diretamente relacionados. A forma do cerco frequentemente é usada para identificar espécies, embora ocorra considerável variação intraespecífica em forma e tamanho; muitas vezes existe uma forma macrolábica (grande) e uma microlábica (pequena).

A coloração é relativamente uniforme, com predomínio de tons de amarelo, marrom e preto, embora a cabeça, o protórax e as pernas tenham cores diferentes do resto do corpo. Padrões de coloração são raros, sendo mais comuns as manchas amarelas na tégmina e na parte visível da asa. Em casos raros ocorre verde ou azul metálico.



Figuras 23.9-10. Dermaptera. **9**, Genitália de *Tagalina burri* (Hincks) mostrando um ovipositor basal em Dermaptera, vv (esternito VII removido); **10**, *Labidura riparia* (Pallas) em cópula (macho à esquerda). A imagem mostra a flexibilidade do abdômen, o comprimento da genitália do macho, visível entre os espécimes, e que os cercos não são usados para segurar a fêmea.

Imaturos. Os ovos são brancos e brilhantes, sem coloração e sem variação taxonômica significativa. São esféricos a ovalados e, com poucas exceções, são depositados livremente no chão. Um dente oviruptor (quebra-ovo) ajuda na eclosão. O imaturo passa por quatro a seis ínstares, que lembram o adulto em morfologia e história natural. Existem poucas características que permitem reconhecer as ninfas. Tipicamente, linhas ecdisiais quase brancas são visíveis no tórax e no abdômen e, em espécies aladas, as pterotecas aparecem no penúltimo ou no último ínstar. O abdômen possui dez segmentos visíveis (como nos machos) e o cerco é simples e reto (como nas fêmeas).

Em ninfas de Karschiellidae e Diplatyidae (e adultos de algumas espécies fósseis), o cerco é longo, filiforme e multiarticulado. Após a muda final, apenas o artículo basal é mantido e os distais desaparecem.

Biologia. A biologia das espécies europeias e das espécies pragas é mais bem conhecida. Em geral, são insetos ágeis e noturnos. Algumas espécies, como *Labidura riparia* (Pallas), *Diplatys ugandanus* (Hincks) e *Labia minor* (L.) voam em noites quentes. O voo geralmente é usado para dispersão e para acesso a novas fontes de alimento. Voo nupcial é desconhecido em Dermaptera. *Labia minor* alimenta- se e reproduz- se em montes de esterco.

As tesourinhas possuem tigmotaxia, isto é, preferem estar em contato com superfícies. Durante o dia, escondem-se em frestas e espaços estreitos, como axilas de folhas, sob casca de árvores, em inflorescências e sob pedras. Em alguns raros casos, entram no ouvido humano, um local quente e úmido.

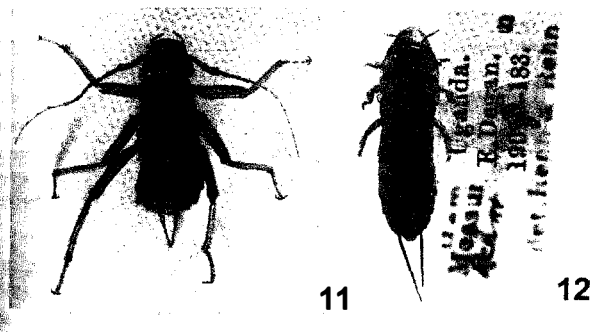
Cerca de 40% das espécies da ordem são ápteras e muitas das espécies com asas bem desenvolvidas são incapazes de voar. Ainda mais complicada é a situação de espécies como *Forficula auricularia* L. e *Labidura riparia*, nas quais alguns indivíduos são capazes de voar e outros não. Isso parece estar relacionado a fatores genéticos e populacionais, mas existem influências ambientais sobre a capacidade de voo. Em *Paralabella dorsalis* (Burmeister) e *Pseudomarava prominens* Steinmann, sob condições inóspitas durante o desenvolvimento ninfal, há uma maior proporção de adultos capazes de voar

do que em ambientes mais favoráveis (Briceño & Eberhard 1987). Numa mesma espécie, ocorrem indivíduos com fragmas (apódemas) torácicos maiores e outros com fragmas pequenos. Os fragmas servem para inserção de músculos do voo. Em indivíduos com fragmas menores, os músculos também são reduzidos e, consequentemente, são incapazes de voar. Existe pouca informação sobre a nutrição das tesourinhas. Em algumas espécies, o exame do conteúdo intestinal revelou a presença de fragmentos de artrópodes, como de formigas, aranhas, escamas de Lepidoptera, bem como pólen, esporos e fragmentos de plantas. Espécies de *Euborellia* Burr, *Forficula* L., *Labidura* Leach, *Marava* Burr e *Doru* Burr foram observadas predando lagartas e pulgões (Costa *et al.* 1994; Cruz *et al.* 1995). Alguns Spongiphoridae são fitófagos ou saprófagos.

Os dermápteros ocupam grande variedade de hábitats terrestres e mostram preferências específicas de hábitat e altitude. Entretanto, não têm necessidades específicas de alimento ou plantas hospedeiras para reprodução. Entre as exceções, destacam-se os Hemimeridae epizoicos, que vivem na pelagem de hamsters, os Arixeniidae, que vivem associados a morcegos, e *Labia minor*, que se reproduz em montes de esterco. Não são conhecidos inimigos naturais específicos de Dermaptera, exceto uma formiga da Malásia, *Leptogenys* sp. (Formicidae: Ponerinae), que aparentemente é especializada em predar *Gonolabis electa* Burr e *Paralabis* sp. O cerco em forma de pinça desempenha um papel importante na biologia das espécies. Em espécies predadoras, como *Labidura riparia*, o cerco é usado como arma para atacar e capturar as presas, na defesa contra predadores, na interação entre machos, para desdobrar as asas (Haas *et al.* 2000) e durante a corte. Durante a cópula, os machos não prendem o abdômen da fêmea (Fig. 23.10) (Briceño & Eberhard 1995). Não existem registros de produção de som ou luz.

Um comportamento de acasalamento complexo precede a corte. A corte, inseminação e oviposição desencadeiam mudanças específicas na fisiologia e comportamento da fêmea (Albouy & Caussanel 1990). Após a cópula, a fêmea torna-se agressiva e repele o macho. A fêmea guarda sozinha até 50 ovos, que são colocados de 1 a 30 dias após a cópula, os quais são ativamente limpos para prevenir apodrecimento, reorganizados após perturbações e defendidos contra predadores. Eclodem após 8 a 20 dias e as ninfas de primeiro ínstar permanecem com a fêmea, mas não são alimentados por ela (Albouy & Caussanel 1990). Em alguns casos, as ninfas de segundo ínstar também permanecem com a fêmea.

Marava arachidis (Yersin) é ovovivípara e a fêmea ajuda as ninfas a sairem do ovo logo após a oviposição. As ninfas dessa espécie são incapazes de romper a casca do ovo e morreriam sem ajuda. Os Hemimeridae e Arixeniidae, que não ocorrem no Brasil, são epizoicos e vivíparos.



Figuras 23.11-12. Dermaptera. **11**, *Arixenia esau* Jordan, vd, espécie derivada que vive sobre e próximo a morcegos em Sarawak, Indonésia (geralmente é tratada como uma subordem de Dermaptera devido ao grande número de caracteres autapomórficos; todas as espécies são vivíparas); **12**, *Hemimerus hanseni* Sharp, que ocorre na África, em hamsters, alimentando-se de escamas de pele e fungos (todas as espécies são vivíparas). Fotos: The Natural History Museum, Londres, reprodução autorizada.

Classificação. As espécies atuais são tradicionalmente classificadas em três grupos (geralmente subordens): Arixenina, que inclui Arixeniidae, de distribuição Oriental (Fig. 23.11); Hemimerina, que inclui Hemimeridae, de distribuição Afrotropical (Fig. 23.12); e Forficulina, cosmopolita (Figs. 23.1, 10). Essa divisão é devida à história natural excepcional, derivada nos dois primeiros grupos. Eles são epizoicos em morcegos e hamsters, respectivamente, com morfologia muito derivada. Existem indicações de que Arixeniidae e Hemimeridae são parafiléticos, com subgrupos relacionados a outras famílias (Popham 1985; Klass 2001). Forficulina é possivelmente parafilética em relação a Hemimerina e Arixenina. Várias famílias de Forficulina não são definidas por apomorfias. Uma quarta subordem, os Archidermaptera, correspondem também a um grupo parafilético em relação aos Dermaptera recentes. Um estudo cladístico recente e extenso sobre as relações em Dermaptera (incluindo Archidermaptera) foi conduzido por Haas & Kukalová-Peck (2001), cuja classificação é usada aqui. Grimaldi & Engel (2005) publicaram uma visão um pouco diferente sobre a filogenia e evolução de Dermaptera.

Arixenina
Arixeniidae

Hemimerina
Hemimeridae

Forficulina
Karschiellidae
1. Diplatyidae (3)
2. Pygidicranidae (19)
Apachyidae
3. Anisolabididae (35)
4. Labiduridae (2)

Eudermaptera
5. Spongiphoridae (60)
6. Forficulidae (28)
7. [Chelisochidae]

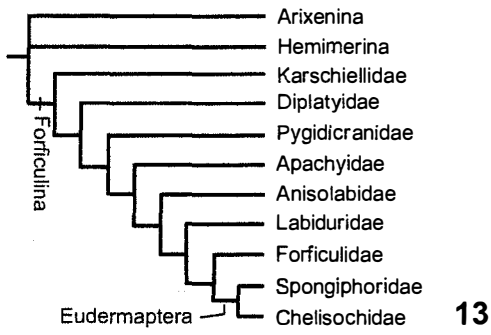
Relações filogenéticas. As relações filogenéticas de Dermaptera têm recebido atenção crescente, com vários estudos usando diferentes abordagens. Giles (1963, 1974) examinou extensivamente a morfologia de Dermaptera, interpretou os resultados filogeneticamente e avaliou o *status* de Hemimerina. Popham (1985, 1990) continuou o trabalho de Hinks (1955, 1959). Brindle (1977, 1982) forneceu chaves de identificação, revisões e

examinou faunas locais em um grande número de trabalhos, por exemplo, uma série sobre a fauna da Venezuela. Entretanto, ele estava menos interessado num sistema filogenético. O mesmo aplica- se a Steinmann (1986, 1987, 1989, 1990, 1993), que forneceu várias chaves, revisões e catálogos sobre Dermaptera, coletando toda a informação taxonômica disponível.

Sakai (1978-1995) produziu um compêndio da literatura sobre Dermaptera. Em seu próprio trabalho original de pesquisa, Sakai usou muitas técnicas, como cromatografia e morfometria, para examinar relações filogenéticas. Popham (1985) foi o primeiro a desenvolver um sistema filogenético baseado no método cladístico, definindo claramente os caracteres. Ele concluiu que o grupo Eudermaptera (Spongiphoridae + Chelisochidae + Forficulidae) não existe, mas que (Spongiphoridae + Anisolabididae) e (Labiduridae + (Chelisochidae + Forficulidae)) são grupos irmãos. Entretanto, essa divisão não tem sido seguida por autores posteriores. Igualmente discutível é a premissa de Popham (1985) de que Pygidicranidae (incluindo Karschiellidae e Diplatyidae) é monofilético porque eles possuem estruturas genitais semelhantes — provavelmente plesiomórficas. Estudos posteriores sugeriram que Pygidicranidae constitui um grupo parafilético (Haas & Klass 2003). Sobre a posição de Hemimerina e Arixenina, Popham (1985) sugeriu uma relação de grupo-irmão entre o primeiro e Forficulina (mas ver Klass 2001) e Arixenina como grupo-irmão de Spongiphoridae. Esta última relação também é sugerida por estudos mais recentes (Haas & Klass 2003).

Três estudos moleculares estão disponíveis (Colgan *et al.* 2003; Kamimura 2004; Jarvis *et al.* 2005), os quais usaram genes diferentes para examinar relações filogenéticas. A amostragem de espécies é diferente dos estudos morfológicos mencionados anteriormente, mas confirmam a inclusão de Hemimerina dentro de Forficulina e o parafiletismo de Pygidicranidae (Jarvis *et al.* 2005). O último estudo sugeriu que Labiduridae, Chelisochidae e Forficulidae são monofiléticos e também sugeriram que Spongiphoridae é possivelmente parafilético. Colgan *et al.* (2003) e Kamimura (2004) confirmaram o monofiletismo de Eudermaptera, com uma relação de grupo-irmão com Labiduridae. Pygidicranidae seria parafilético e, como novidade e em contraste com outros estudos, eles encontraram Anisolabididae na base do clado.

Spongiphoridae, Chelisochidae e Forficulidae constituem provavelmente um grupo monofilético —os Eudermaptera—, no mais alto da filogenia da ordem Dermaptera. Todos esses táxons possuem um lobo genital masculino e virga. Entretanto, as relações dentro desse táxon não estão totalmente resolvidas (para discussão, ver Haas & Kukalová-Peck 2001).



Figuras 23.13. Cladograma das relações entre as "famílias" de Dermaptera. Arixenina e Hemimerina são consideradas subfamílias, mas evidências preliminares indicam que deveriam ser incluídas em Forficulina. Fonte: Haas & Kukalová-Peck (2001).

Importância. Em geral, os dermápteros não têm importância econômica. Ocasionalmente algumas espécies são pragas em floriculturas e viveiros, porque se alimentam de inflorescências, tornando as plantas inadequadas para venda. Algumas espécies têm algum potencial como agentes de controle biológico. No Brasil, *Labidura riparia* foi registrada predando a broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera, Pyralidae) (Bueno *et al.* 1983) e larvas de moscas (Guimarães *et al.* 1992). *Forficula auricularia* é onívora e preda pulgões. *Doru lineare* (Eschscholtz) é um importante predador de mariposas na Argentina (Sueldo & Dode 2002). Entretanto, o ciclo de vida longo, com apenas um ou dois ciclos por ano, reduz o potencial de Dermaptera como praga ou como inseto benéfico.

Em muitas regiões, acredita-se que tesourinhas penetram no ouvido humano, perfuram o tímpano e ovipositam no cérebro. Isso é inverídico, ainda que ocasionalmente algumas espécies de fato possam adentrar o ouvido, mas sem causar qualquer dano. Com exceção desses casos raros, os Dermaptera não têm nenhuma importância médica.

Coleta e fixação. Tanto adultos como ninfas ocupam grande variedade de hábitats. São encontrados no folhiço, sob pedras, em arbustos e na grama, sob a casca de árvores vivas e mortas, em material vegetal em decomposição (frutas), em inflorescências e na bainha de folhas. Hábitats menos comuns incluem cavernas, termiteiros, montes de esterco e copas de árvores. Algumas espécies preferem substratos arenosos em praias e na margem de rios e lagos.

Para amostrar a fauna completa de Dermaptera em uma área é necessário usar várias técnicas e armadilhas —fumigação, redes, extração com Berlese e armadilhas tipo Malaise são úteis, bem como armadilhas luminosas em noites quentes para espécies capazes de voar.

A preservação de Dermaptera é simples: são mortos em vapor de acetato de etila ou éter e devem ser alfinetados ou colados em retângulos de cartolina. Alternativamente, podem ser preservados diretamente em álcool 85%. Devido à evaporação e diluição, o álcool deve ser substituído periodicamente.

Chave para as famílias

1. Pescoço, em vista ventral, do tipo blatoideo: esclerito cervical anterior e esclerito cervical posterior curtos no comprimento, mas o esclerito anterior um pouco mais largo do que o posterior (Fig. 23.16); margem posterior do esclerito cervical posterior pode parecer fundida com a margem anterior do prosterno . **2**

— Pescoço, em vista ventral, do tipo forficuloideo: esclerito cervical anterior mais curto e mais estreito do que o esclerito cervical posterior (Fig. 23.17); margem posterior do esclerito cervical posterior aparentemente fundida com a margem anterior do prosterno face a sua projeção sob o prosterno ... **3**

2(1). Antenômeros basais longos e finos; antenômeros 5-6 mais longos que sua largura. Corpo pequeno e alongado. Asas sempre presentes. Ninfas com cercos longos, filiformes e multiarticulados. Glabra ou quase assim ..... **1. Diplatyidae**

— Antenômeros basais curtos e largos. Corpo geralmente grande

e robusto. Asas presentes ou ausentes. Ninfas com cercos curtos, não articulados. Espécimes distintamente cerdosos (Fig. 23.16) ..... **2. Pygidicranidae**

3(1). Segundo tarsômero não projetado ventralmente sob o terceiro tarsômero. Terceiro tarsômero surgindo do ápice do segundo 4

— Segundo tarsômero projetado ventralmente sob o terceiro tarsômero, mais visível em vista lateral. Se não projetado sob o terceiro, então terceiro tarsômero surgindo subapicalmente e mais ou menos dorsalmente ao segundo tarsômero 5

4(3). Tégminas e asas completamente reduzidas (em alguns casos, tégminas parcialmente reduzidas e asas completamente reduzidas; apenas espécies de *Carcinophora* Scudder com tégminas e asas totalmente desenvolvidas). Pigídio distinguível, mas dobrado e escondido sob e entre os cercos. Vesícula basal presente (vesícula na base da virga, *i.e.*, o duto ejaculatório). Genitália do macho com dois lobos mediais (Fig. 23.4) .... **3. Anisolabididae**

— Alados, pelo menos tégmina presente. Pigídio distintamente visível. Genitália do macho com um lobo medial (Fig. 23.5) . ..... **5. Spongiphoridae**

5(3). Segundo tarsômero quase cilíndrico, mas terceiro surgindo subapicalmente e mais ou menos dorsalmente ao segundo tarsômero. Pigídio sempre voltado para baixo. Genitália do macho com dois lobos mediais, um voltado para frente e o outro para trás ..... **4. Labiduridae**

— Segundo tarsômero projetado ventralmente sob o terceiro tarsômero, mais visível em vista lateral. Pigídio não voltado para baixo. Genitália do macho com um lobo medial 6

6(5). Pulvilo do segundo tarsômero em forma de coração (Fig. 23.15) ..... **6. Forficulidae**

— Pulvilo do segundo tarsômero estreito, não visível dorsalmente (Fig. 23.14a); uma espécie cosmopolita, *Chelisoches morio* (Fabricius) ..... **7. [Chelisochidae]**

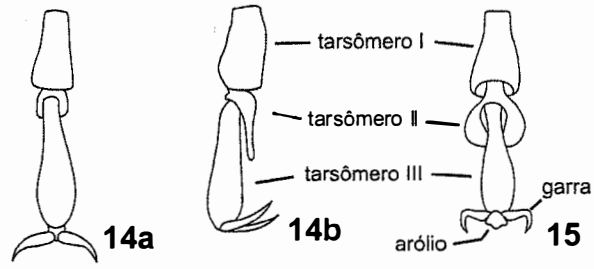
1. Diplatyidae. Às vezes, tratada como uma subfamília de Pygidicranidae. Vários gêneros com distribuição circum-tropical. Corpo alongado com 10-15 mm. Fêmur carenado. Abdômen quase circular em seção transversal. Cercos curtos no adulto, multiarticulados nas ninfas. Pequeno dimorfismo sexual nos cercos. Hábito muito semelhante entre espécies, mas a genitália varia bastante. Dois lobos genitais, com quatro virgas. Distribuição mundial com 170 espécies, sendo sete neotropicais. O registro no sul e sudeste do Brasil é confirmado por três espécies depositadas na coleção do Museu de Zoologia, São Paulo: *Cylindrogaster gracilis* Stål, *C. sahlbergi* Dohrn e *C. thoracicus* Dohrn.

2. Pygidicranidae. Muitos gêneros com distribuição principalmente circum-tropical; poucos gêneros ocorrem em regiões temperadas. A maioria das espécies é grande e robusta. Fêmur carenado. Segundo tarsômero cordiforme apenas em *Tagalina*. Provavelmente parafilética, de acordo com estudos filogenéticos recentes (Haas 1995; Haas & Kukalová-Peck 2001). Dois lobos genitais, um direcionado anteriormente e outro posteriormente, com uma ou duas virgas (Pyragrinae e Esphalmeninae). As espécies neotropicais de Esphalmeninae foram revisadas por Brindle (1984) e catalogadas por Reichardt (1968a, 1971b). No mundo, há cerca de 200 espécies, sendo 42 neotropicais (19 brasileiras). No Brasil, ocorrem em Anataeliinae o gênero *Anataelia* Bolivar; em Cylindrogasterinae, *Cylindrogaster* Fauvel; em Esphalmeninae, *Esphalmenus* Burr; em Pygidicraninae, *Pygidicrana* Serville; em Pyragrinae, *Echinopsalis* Bormans, *Pyragra* Serville e *Pyragropsis* Borelli.

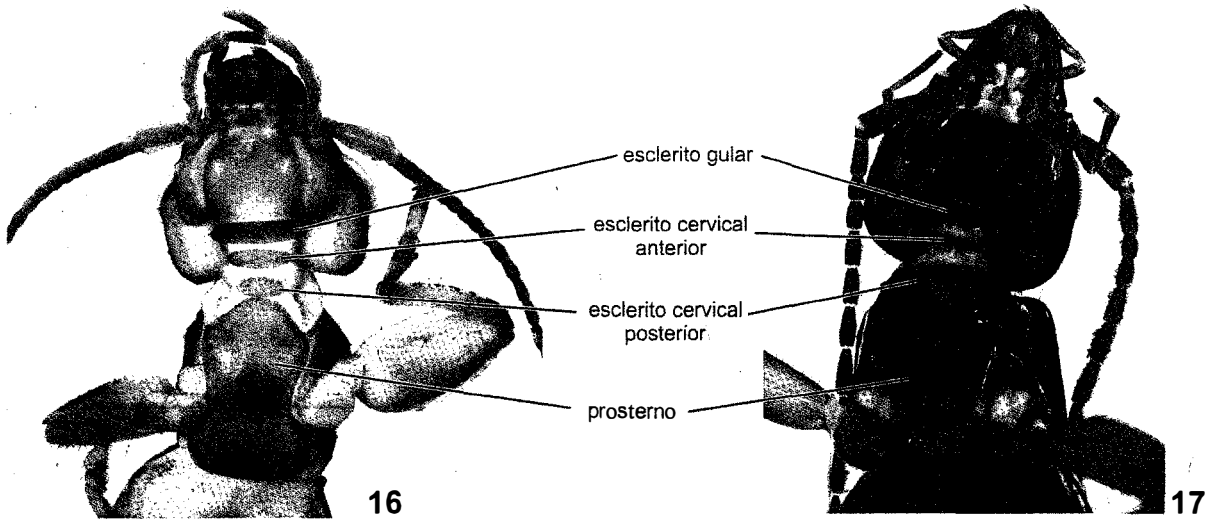
3. Anisolabididae (=Carcinophoridae). Espécies de tamanho médio a grande, muitas ápteras. Fêmur arredondado. Dois lobos genitais, um orientado anteriormente e outro posteriormente, com uma virga cada. Monofiletismo incerto e taxonomia complicada. Muitos gêneros morfologicamente semelhantes entre si. *Euborellia moesta* (Lucas) e *Anisolabis maritima* (Bonelli) são espécies cosmopolitas presentes no Brasil. A espécie neotropical *Carcinophora americana* (Palisot de Beauvois) é uma das poucas capazes de voar. Um catálogo das espécies do Novo Mundo foi publicado por Reichardt (1968b, 1971b). No mundo, há cerca de 350 espécies conhecidas, sendo 78 neotropicais e 35 brasileiras. No Brasil, estão presentes, em Brachylabidinae, os gêneros *Brachylabis* Dohrne *Ctenisolabis* Verhoeff; em Carcinophorinae, *Anisolabis* Fieber, *Carcinophora* Scudder, *Euborellia* Burr, *Gonolabis* Burr, *Heterolabis* Borelli e *Metalabis* Burr; em Idolopsalinae, *Idolopsalis* Borelli.

4. Labiduridae. São dermápteros robustos e grandes (Figs. 23.1, 10). Inclui a maior tesourinha conhecida: *Labidura herculeana* (Fabricius), de Santa Helena, com 85 mm de comprimento incluindo os cercos —provavelmente está extinta. Dois lobos genitais, um orientado anteriormente e outro posteriormente, com uma virga cada. Monofiletismo incerto. Revisões estão disponíveis para duas subfamílias (Brindle 1965a,b, 1966). *Labidura riparia* é uma espécie cosmopolita, distribuída principalmente ao longo da costa, mas ocorre também ao longo das margens dos rios (a localidade-tipo fica na Sibéria). Essa espécie tem aproximadamente 35 mm de comprimento, com coloração amarelada e marrom-avermelhado, e tem sido extensivamente usada em estudos sobre fisiologia, comportamento e citologia (Albouy & Caussanel 1990). Um catálogo das espécies do Novo Mundo foi publicado por Reichardt (1968b, 1971b), revisado por Brindle (1966). No mundo, há cerca de 80 espécies conhecidas, sendo cinco neotropicais e duas brasileiras (ambas em *Labidura*).

5. Spongiphoridae (= Labiidae). Tesourinhas de tamanho variado, de corpo sempre alongado e frágil. Inclui a menor



Figuras 23.14-15. Tarsos. **14**, Chelisochidae; a, expansão longa e estreita do segundo tarsômero não é visível em vista dorsal; **b**, expansão do segundo tarsômero visível, vl; **15**, Forficulidae com segundo tarsômero cordiforme.



Figuras 23.16-17. Escleritos cervicais ventrais. **16**, tipo blatoideo, *Pygidicrana v-nigra* (Pygidicranidae); **17**, tipo forficuloideo, Labiduridae.

espécie da ordem, *Eugerax poecilium* Hebard com 3 mm de comprimento, da América Central. O monofiletismo não está claro. As espécies neotropicais foram tratadas por Brindle (1968, 1971a, b) e no catálogo de Reichardt (1970, 1971b). *Marava arachidis* (Yersin), uma espécie neotropical ovovivípara, tornou-se cosmopolita, provavelmente através da ação humana. No mundo, há 520 espécies, sendo 176 neotropicais, 60 brasileiras. No Brasil, ocorre em Cosmogeracinae, o gênero *Cosmogerax* Hebard; em Geracinae, *Gerax* Hebard; em Labiinae, *Circolabia* Steinmann, *Labia* Leach e *Paralabella* Steinmann; em Sparattinae, *Mecomera* Serville e *Sparatta* Serville; em Spongiphorinae, *Filolabia* Steinmann, *Formicilabia* Rehn & Hebard, *Marava* Burr, *Purex* Burr, *Spongiphora* Serville, *Spongovostox* Burr e *Vostox* Burr; em Strongylopsalinae, *Strongylolabis* Steinmann e *Strongylopsalis* Burr.

6. Forficulidae. São de tamanho médio, a maioria é onívora. O segundo tarsômero de todas as pernas é cordiforme em todas as espécies (Fig. 23.15), uma autapomorfia e um caráter confiável para sua identificação. *Forficula auricularia* L. é a tesourinha comum europeia, que se tornou cosmopolita devido à atividade humana. Essa espécie foi bem estudada em todos os aspectos e é, às vezes, considerada praga. Um catálogo para a família foi publicado por Reichardt (1971a, 1971b) e chaves, por Brindle (1970, 1971c). No mundo, há cerca de 500 espécies, sendo 90 neotropicais, 28 brasileiras. No Brasil, estão presentes, Ancistrogastrinae, os gêneros *Ancistrogaster* Stål, *Litocosmia* Hebard e *Sarcinatrix* Rehn; em Cosmiellinae, *Cosmiella* Verhoeff, *Forcepsia* Moreira e *Kleter* Burr; em Forficulinae, *Doru* Burr, *Forficula* L. e *Skalistes* Burr; em Neolobophorinae, *Neolobophora* Scudder; em Opisthocosminae, *Opisthocosmia* Dohrn.

7. [Chelisochidae.] *Chelisoches morio* (Fabricius) é uma espécie cosmopolita, sinantrópica, que ocorre no Novo Mundo. Foi registrada no Chile e nos EUA e é provável que possa ser registrada também para o Brasil. O segundo tarsômero de todas as pernas é alongado e estreito em todas as espécies (Figs. 23.14a, b); é uma autapomorfia da família e, portanto, um bom caráter para identificação, inclusive para ninfas. Algumas espécies possuem tégminas de cor metálica verde ou azul. No mundo, há cerca de 100 espécies, de distribuição principalmente Oriental e Australiana.

Agradecimentos. Ao Dr. S.M. Berghoff, Stuttgart, pelos comentários à versão em inglês do manuscrito. Aos curadores da Coleção de Entomologia Padre Jesus Santiago Moure, Universidade Federal do Paraná e da Coleção de Entomologia do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, pela disponibilização de material de Dermaptera para estudo.

Referências bibliográficas

Albouy, V. & C. Caussanel 1990. Dermaptères ou Perce-oreilles. **Faune de France 75**: 1-245.

Briceño, R.D. & W.G. Eberhard 1987. Genetic and enviromental effects on wing polymorphisms in two tropical earwigs (Dermaptera: Labiidae). **Oecologia 74**: 253-255.

Briceño, R.D. & W.G. Eberhard 1995. The functional morphology of male cerci and associated characters in 13 species of tropical earwigs (Dermaptera: Forficulidae, Labiidae, Carcinophoridae, Pygidicranidae). **Smithsonian Contributions to Zoology 555**: 1-63.

Brindle, A. 1965a. A revision of the subfamily Apachyinae (Dermaptera, Labiduridae). **Annals and Magazine of Natural History 13**(8): 435-446.

Brindle, A. 1965b. A revision of the subfamily Allostethinae (Dermaptera, Labiduridae). **Annals and Magazine of Natural History 13**(8): 575-596.

Brindle, A. 1966. A revision of the subfamily Labidurinae (Dermaptera, Labiduridae). **Annals and Magazine of Natural History 13**(9): 239-269.

Brindle, A. 1968. A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the neotropical and nearctic regions. I. Pericominae, Strogylopsalinae, Sparattinae. **Journal of Natural History 2**: 273-303.

Brindle A. 1970. A key to the neotropical genus *Neolobophora*

Scudder, and related genera (Dermaptera, Forficulidae). **Entomologist's Monthly Magazine 106**: 97-105.

Brindle, A. 1971a. A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the neotropical and nearctical regions. II. Geracinae and Labiinae. **Journal of Natural History 5**: 155-182.

Brindle, A. 1971b. A revision of the Labiidae (Dermaptera) of the neotropical and nearctic regions. III. Spongiphorinae. **Journal of Natural History 5**: 521-568.

Brindle A. 1971c. A revision of the genus *Doru* Burr (Dermaptera, Forficulidae). **Papéis Avulsos de Zoologia 23**: 173-196.

Brindle, A. 1977. Dermaptera of Venezuela. Pygidicranidae and Labiidae (except Geracinae) Part 3. **Revista de la Facultad de Agronomia** (Maracay) **9**: 109-131.

Brindle, A. 1982. Dermaptera from Venezuela. Part 4. **Boletin de Entomologia Venezolana,** (NS) **2**: 33-44.

Brindle, A. 1984. The Esphalmeninae (Dermaptera: Pygidicranidae): a group of Andean and Southern African earwigs. **Systematic Entomology 9**: 281-292.

Bueno, V.H.P.; E. Berti Filho; M.T. Kozima & R.B. Sgrillo 1983. Ação predatória de *Labidura riparia* (Pallas) (Dermaptera: Labiduridae) sobre a broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera:Pyralidae). **Revista de Agricultura 58**(4): 291-300.

Colgan, D.J.; G. Cassis & E. Beacham 2003. Setting the Molecular Phylogenetic Framework for the Dermaptera. **Insect Systematics and Evolution 34**: 60-80.

Costa, V.A.; E. Berti Filho & M.F. Makhoul 1994. *Marava* sp. (Dermaptera: Labiidae), predador do ácaro hematófago em aviários. **Revista de Agricultura 69**: 230-242.

Cruz, I.; C.D. Alvarenga & P.E.F. Figueiredo 1995. Biologia de *Doru luteipes* (Scudder) e sua capacidade predatória de ovos de *Helicoverpa zea* (Boddie). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil 24**: 273-278.

Engel, M.S. & S. Chatzimanolis 2005. Early Cretaceous earwigs (Dermaptera) from the Santana Formation, Brazil. **Polskie Pismo Entomologiczne 74**: 219-226.

Giles, E.T. 1963. The comparative external morphology and affinities of the Dermaptera. **Transactions of the Royal entomological Society of London 115**: 95-164.

Giles, E.T. 1974. The relationship between the Hemimerina and the other Dermaptera: a case for reinstating the Hemimerina within the Dermaptera, based upon a numerical procedure. **Transactions of the Royal Entomological Society of London 126**: 189-206.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects.** Cambridge University Press. 755 p.

Guimarães, J.H.; E.C. Tucci & J.P.C. Gomes 1992. Dermaptera (Insecta) associados a aviários indutriais no estado de São Paulo e sua importância como agentes de controle biológico de pragas avícolas. **Revista Brasileira de Entomologia 36**: 527-534.

Haas, F. 1995. The phylogeny of the Forficulina, a suborder of the Dermaptera. **Systematic Entomology 20**: 85-98.

Haas, F. 2006. The Earwig Research Center (ERC). The site on earwig biology. <http://www.earwigs-online.de>. Acesso: 17/jul/2006.

Haas, F. 2007. Dermaptera: earwigs, p. 222-234. *In*: D. Martill; G. Bechly & R. Loveridge (eds). **The Crato fossil beds of Brazil: window into the ancient world**. Cambridge University Press, Cambridge, 219 p.

Haas, F. & J. Kukalová-Peck 2001. Dermaptera hindwing structure and folding: New evidence for familial, ordinal and superordinal relationships within Neoptera (Insecta). **European Journal of Entomology 98**: 445-509.

Haas, F. & K.D. Klass 2003. The basal phylogenetic relationships in the Dermaptera. **Entomologische Abhandlungen 61**: 138-142.

Haas, F.; S. Gorb & R.J. Wootton 2000. Elastic joints in dermapteran hind wings: Materials and wing folding. **Arthropod Structure and Development 29**: 137-146.

Jarvis, J.K.; F. Haas & M. Whiting 2005 A phylogeny of earwigs (Insecta: Dermaptera) based on molecular and morphological evidence: reconsidering the classification of Dermaptera. **Systematic Entomology 30**: 442 – 453.

Kamimura, Y. 2004. In search of the origin of twin penises: molecular phylogeny of earwigs (Dermaptera: Forficulina) based on mitochondrial and nuclear ribosomal RNA genes. **Annals of the Entomological Society of America 97**: 903-912.

Klass, K.D. 2001. The female abdomen of the viviparous earwig *Hemimerus vosseleri* (Insecta: Dermaptera: Hemimeridae), with a discussion of the postgenital abdomen of Insecta. **Zoological Journal of the Linnean Society 131**: 251-307.

Martins-Neto R.G. 1990. Primeiro registro de Dermaptera (Insecta, Orthopteromorpha) na Formação Santana (Cretáceo inferior), Bacia do Araripe, nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia 34**: 775-784.

Popham, E.J. 1985. The mutual affinities of the major earwig taxa (Insecta, Dermaptera). **Zeitschrift für zoologische Systematik und Evolutionforschung 23**: 199-214.

Popham, E.J. 1990. Dermaptera. **Bulletin of the American Natural History Museum 195**: 69-75.

Reichardt, H. 1968a. Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part I. Introduction and Pygidicranoidea. **Papéis Avulsos de Zoologia 21**: 183-193.

Reichardt, H. 1968b. Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part II. Labioidea, Carcinophoridae. **Papéis Avulsos de Zoologia 22**: 35-46.

Reichardt, H. 1970. Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part III. Labioidea, Labiidae. **Papéis Avulsos de Zoologia 23**: 83-109.

Reichardt, H. 1971a. Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part IV. Forficuloidea. **Papéis Avulsos de Zoologia 24**: 161-184.

Reichardt, H. 1971b. Catalogue of new world Dermaptera (Insecta). Part V. Additions, Corrections, Bibliography and Index. **Papéis Avulsos de Zoologia 24**: 221-257.

Sakai, S. 1978-1995. **Dermapterorum Catalogus** 10 to 30. Special Bulletin of the Daito Bunka University, Natural Sciences. Volumes 18-51: 1-9299.

Steinmann, H. 1986. Dermaptera: Catadermaptera I. **Das Tierreich - The Animal Kingdom**. Berlin, New York, de Gruyter. Part 102, 345 p.

Steinmann, H. 1987. Dermaptera of Venezuela, p. 165-172. *In*: V. Decu, T. Orghidan, D. Dancau, C. Bordon, O. Linares, F. Urbani, J. Tronchoni & C. Bosque (eds). **Fauna hipogea y hemiedafica de Venezuela y de otros paises de America del Sur**. Editura Academiei Republicii Socialiste Romania, Bucarest.

Steinmann, H. 1989. Dermaptera: Catadermaptera II. **Das Tierreich - The Animal Kingdom**. Berlin, New York, de Gruyter. Part 105, 505 p.

Steinmann, H. 1990. Dermaptera: Eudermaptera I. **Das Tierreich - The Animal Kingdom**. Berlin, New York, de Gruyter. Part 106, 558 p.

Steinmann, H. 1993. Dermaptera: Eudermaptera II. **Das Tierreich - The Animal Kingdom**. Berlin, New York, de Gruyter. Part 108: 709 p.

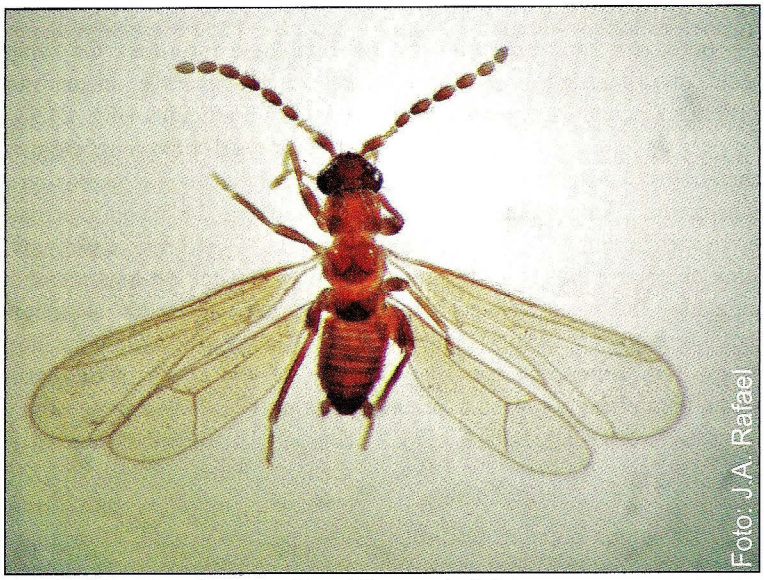
Sueldo, M.R. & M. Dode 2002. Descripcion de los estados inmaduros y ciclo de vida de *Doru lineare* (Dermaptera: Forficulidae) en cultivos de maiz en Tucuman (Argentina). **Acta Zoologica Lilloana 46**: 71-80.

Wappler, T.; M.S. Engel & F. Haas 2005. The earwigs (Dermaptera: Forficulidae) from the middle Eocene Eckfeld maar, Germany. **Polskie Pismo Entomologiczne 74**: 227-250.

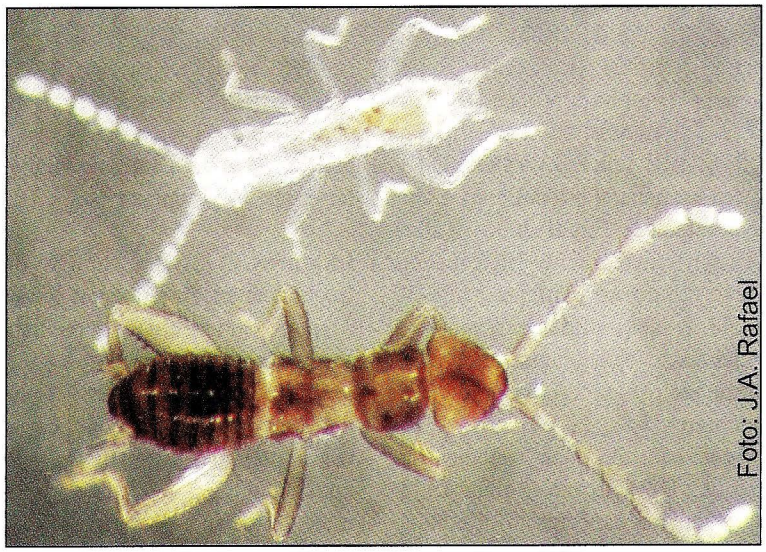
Capítulo 24

ZORAPTERA

José Albertino Rafael



Zorotypidae: *Zorotypus weidneri* (forma alada)



Zorotypidae: *Zorotypus weidneri* (forma áptera e ninfa)

ZORAPTERA Silvestri, 1913

José Albertino Rafael

Zoraptera: do grego *zoros* = puro; *a* = sem; *pteron* = asa. Referem-se às primeiras espécies descritas, de formas ápteras, quando se acreditava que a ordem só incluía espécies ápteras.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, medindo menos de 4 mm de comprimento. Antena moniliforme a submoniliforme, com nove artículos. Mandíbula bem esclerosada. Palpo maxilar com cinco artículos e palpo labial com três. Fêmur posterior dilatado. Tarsos dímeros, o basal bem menor. Cerco curto, com um único artículo. Adultos dimórficos: uma forma áptera, sem olhos, marrom-clara, mais comum; outra forma alada, com olhos compostos, preta ou quase assim, com dois pares de asas decíduas e olhos compostos desenvolvidos.

Introdução. Os zorápteros não têm nome popular. Ocorrem no mundo em todas as regiões biogeográficas com exceção da Austrália. São mais comuns nas regiões tropicais e subtropicais. É a terceira menor ordem do mundo, com 34 espécies descritas, sendo a menor ordem de insetos na região Neotropical, com 18 espécies descritas (Rafael & Engel 2006). Somente Grylloblattaria e Mantophasmatodea possuem número menor de espécies, mas nenhuma ocorre na região Neotropical. No Brasil, são conhecidas seis espécies (Rafael *et al.* 2008). A Reserva Ducke, em Manaus, é o local com maior número de espécies, quatro (Rafael & Engel 2006; Rafael 2009). No mundo, estimam-se aproximadamente 100 espécies e, no Brasil, esse número deve atingir aproximadamente 30 espécies. Possuem corpo mole e são muito semelhantes a alguns psocópteros, diferenciando-se pela antena com nove artículos, moniliforme (filiforme em psocópteros) e cerco com um artículo (ausente em psocópteros).

Os fósseis mais antigos são de duas espécies do Mioceno, em âmbar da República Dominicana (Poinar 1988; Engel & Grimaldi 2000) e de quatro espécies do Cretáceo Médio, em âmbar de Myanmar (Engel & Grimaldi 2002).

Na internet, os endereços de Hubbard (2004) e Engel (2005) são úteis para informações generalizadas e referências bibliográficas.

Morfologia (adultos). Os zorápteros (Figs. 24.1-2) possuem cabeça hipognata e antena moniliforme a submoniliforme, com nove artículos (Fig. 24.4). Mandíbula (Fig. 24.5) forte, com dentes distintos e região molar bem definida. Lacínia (Fig. 24.6) com escova de cerdas no ápice, como um pincel. Palpo maxilar (Fig. 24.7) com cinco artículos e palpo labial com três (Fig. 24.8). Protórax desenvolvido. Forma alada (Fig. 24.2) com dois pares de asas membranosas que repousam sobre o abdômen e se estendem além de sua extremidade. A forma alada perde as asas (decíduas) por um ponto de fraqueza próximo à base ficando apenas a escama alar implantada no tórax. Asa anterior (Fig. 24.9) estreita, com venação reduzida; asa posterior (Fig. 24.10) menor que a anterior, com venação ainda mais reduzida. Perna posterior (Fig. 24.11) com fêmur desenvolvido, espessado, às vezes com cerdas espiniformes (espinhos) na face póstero-ventral. O arranjo e o número desses espinhos são importantes para identificação das espécies ou grupo de espécies. Tíbia posterior às vezes com diferentes disposições de espinhos. Tarsos dímeros, o primeiro tarsômero diminuto e o segundo alongado, com duas garras simples. Abdômen curto, oval, com onze segmentos, o último segmento com um par de cercos simples. Machos com cerdas sensoriais no tergito IX, cujo arranjo é importante para separação das espécies. Genitália masculina complexa, essencial para a identificação. Genitália feminina sem ovipositor.

Imaturos. Ovos com formato ovalado e córion granular, com frequência encontrados nas fêmeas grávidas. Ninfas (Fig. 24.1, 3) pouco conhecidas, semelhantes aos adultos, com muitas cerdas recobrindo o corpo. São brancas, sem pigmentação, translúcidas, sendo possível visualizar o alimento no trato digestivo. As mais jovens possuem antena com oito artículos. Há autores que estimam cinco estádios ninfais (Choe 1992) e outros quatro (Riegel & Eystalis 1974). As ninfas de último estádio, que darão origem a adultos alados, possuem tecas alares (pteroteca) e olhos compostos desenvolvidos (Fig. 24.3).

Biologia. Pouco conhecida e baseada principalmente em duas espécies panamenhas. São gregários, sem organização

social, mas com cuidados maternais com a prole (Choe 1992). Vivem em colônias, geralmente de poucos indivíduos (2 a 10), raramente com centenas de indivíduos. São comuns sob a casca de árvores mortas. Ocasionalmente são encontrados em caule de bananeira-brava (Strelitziaceae). Alimentam-se de fungos, ácaros e matéria orgânica em decomposição. A coleta de mais de dois mil exemplares na Amazônia brasileira mostrou a proporção de 80% da forma áptera e 20% da forma alada, a forma já sem asas (dealados) correspondendo a 18% desses espécimes e 2% com as asas. A proporção sexual é próxima de 1:1, com leve vantagem para as fêmeas.

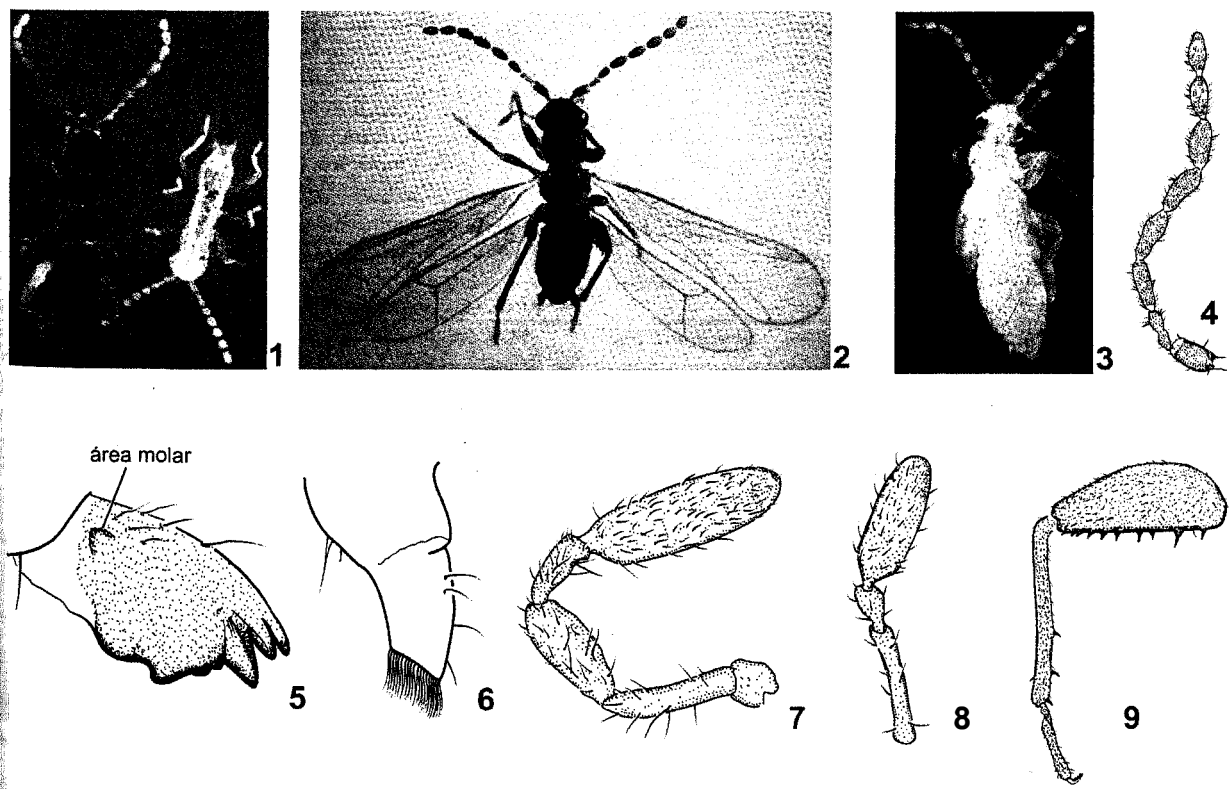
Classificação. A classificação tem sido bastante estável ao longo do tempo. Todos os gêneros criados para a ordem têm sido incluídos em Zorotypidae. Alguns gêneros foram criados por Kukalová-Peck & Peck (1993) com base na venação, contudo em muitas espécies as formas aladas não são conhecidas e a proposta não tem sido bem aceita.

Zorotypidae (6)

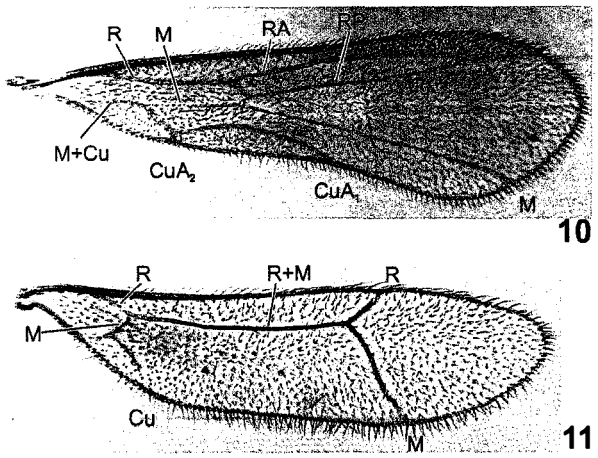
Relações filogenéticas. As afinidades entre grupo de espécies e entre espécies foram discutidas em três trabalhos recentes. O primeiro, por Kukalová-Peck & Peck (1993), que basearam seus resultados nas poucas espécies com formas aladas conhecidas, discute polarização dos caracteres e propuseram vários gêneros novos e apenas indicaram possíveis afinidades, não apresentaram uma topologia. Isso rendeu uma classificação com grupos parafiléticos. O segundo, de Engel & Grimaldi (2002), criou o gênero *Xenozorotypus* Engel & Grimaldi, baseado em material fóssil do Mesozoico. O terceiro, de Engel (2003), criou o subgênero *Z.* (*Octozoros*) Engel, também baseado em fóssil do mesmo período. Nesse último trabalho, *Z.* (*Octozoros*) é considerado intermediário entre *Xenozorotypus*, considerado irmão do restante da ordem, e *Z.* (*Zorotypus*). Propõe, ainda, a afinidade entre algumas espécies recentes no subgênero nominal.

Importância. Por serem pouco estudados, ainda não se conhece bem sua importância. São micetófagos, saprófagos e eventualmente predadores de ácaros, nematódeos e pequenos artrópodes. Servem de alimento para outros invertebrados maiores. São sensíveis às alterações ambientais e, por isso, podem ser utilizados como indicadores do grau de interferência antrópica nos ambientes naturais. Resultados preliminares em área de desmatamento seletivo em Itacoatiara, Amazonas, indicam o aumento populacional em face da disponibilidade de troncos.

Coleta e fixação. São encontrados principalmente sob casca de árvore em decomposição. Devem ser coletados com pincel fino umedecido em álcool ou, preferencialmente, com aspirador. Espécimes da serapilheira podem ser coletados com funil de Berlese ou outro método extrator. As formas aladas são, eventualmente, coletadas com armadilhas de interceptação de voo, como a Malaise, ou armadilhas adesivas. É muito comum encontrar as ninfas sob as cascas das árvores em decomposição, de onde são coletadas com aspirador e mantidas entre pequenos pedaços de casca do mesmo tronco. As cascas com jovens vivos



Figuras 24.1-9. *Zorotypus* sp. **1**, adulto áptero e ninfa (branca);**2**, adulto alado; **3**, ninfa com teca alar (pteroteca) e olhos desenvolvidos; **4**, antena; **5**, mandíbula; **6**, lacínia; **7**, palpo maxilar; **8**, palpo labial; **9**, perna posterior (exceto coxa e trocânter).



Figuras 24.10-11. Asas de *Zorotypus* sp.**10**, asa anterior; **11**, asa posterior.

devem ser mantidas em recipientes fechados para manter a umidade da casca. As ninfas mais velhas rapidamente atingem a fase adulta. Não precisam ser alimentadas; a própria casca contém os nutrientes necessários para o desenvolvimento dos jovens. A manutenção de colônias é excelente para a obtenção dos adultos e de formas aladas e já foram mantidas por mais de seis meses em laboratório. A conservação dos espécimes fixados deve ser em álcool 70-80%. Para estudos morfológicos, devem ser montados em lâmina para microscopia.

1. Zorotypidae. É a única família dessa ordem. Está representada no Brasil por seis espécies. Uma lista das espécies neotropicais e o que se conhece de cada espécie foi publicada por Rafael & Engel (2006) e para o Brasil por Rafael *et al.* (2008). A primeira espécie descrita do Brasil foi *Zorotypus brasiliensis* Silvestri, provavelmente partenogenética, registrada para as regiões Sul e Sudeste do país e conhecida até o momento apenas pelas fêmeas. As espécies brasileiras são *Z. brasiliensis* Silvestri, do Sul e Sudeste, *Z. shannoni* Gurney, do Centro-Oeste e Oeste da Amazônia, *Z. huxleyi* Bolivar y Pieltain & Coronado do Peru e Oeste da Amazônia, *Z. weidneri* New e *Z. amazonensis* Rafael & Engel da Amazônia Central (Amazonas) e *Z. caxiuana* Rafael, Godoi & Engel da Amazônia Oriental (Pará). Exceto a primeira e a última, todas as demais foram registradas para a Reserva Florestal Adolpho Ducke, em Manaus, local com maior riqueza de espécies até o momento.

Agradecimentos. Ao Dr. Michael S. Engel, University of Kansas, pelo envio de separatas de seus últimos trabalhos e informações prestadas sobre Zoraptera. Ao CNPq, pelos recursos financeiros através do projeto 470379/2006-5, concedido para o conhecimento dos zorápteros no Brasil.

Referências bibliográficas

Choe, J.C. 1992. Zoraptera of Panama with a review of the morphology, systematics, and biology of the order, p. 249-256. *In*: D. Quintero & A. Aiello (eds.). **Insects of Panama and Mesoamerica. Selected Studies.** Oxford, Oxford University Press, xxii + 692 p.

Engel, M.S. 2003. Phylogeny of Zoraptera. **Entomologische Abhandlungen 61**(2): 147-148.

Engel, M.S. 2005. Zoraptera Silvestri, 1913. Zorapterans. Version 19 January 2005. <http://tolweb.org/zoraptera/8252/>. Acesso: 14/jun/2006.

Engel M.S. & D.A. Grimaldi 2000. A winged *Zorotypus* in Miocene amber from the Dominican Republic (Zoraptera: Zorotypidae), with discussion on relationships of and within the order. **Acta geologica hispanica 35**(1): 149-164.

Engel M.S. & D.A. Grimaldi 2002. The first mesozoic Zoraptera (Insecta). **American Museum Novitates 3362**: 1-20.

Hubbard, M.D. 2004. The Zoraptera Database. Version 21 February 2004. <http://www.famu.org/zoraptera/>. Acesso:14/jun/2006.

Kukalová-Peck, J. & S.B. Peck 1993. Zoraptera wing structures: evidence for new genera and relationship with blattoid orders (Insecta: Blattoneoptera). **Systematic Entomology 18**: 333-350.

Poinar, G.O., Jr. 1988. *Zorotypus palaeus*, new species, a fossil Zoraptera (Insecta) in Dominican amber. **Journal of New York Entomologica Society 96**(3): 253-259.

Rafael, J.A. 2009. Zoraptera, p. 81-83. *In*: C.R.V. da Fonseca; C. Magalhães; J.A. Rafael & E. Franklin (orgs.). **A fauna de artrópodes da Reserva Florestal Ducke. Estado atual do conhecimento taxonômico e biológico.** Manaus, Editora INPA, 307 p.

Rafael, J.A. & M.S. Engel 2006. A new species of *Zorotypus* from Central Amazonia, Brazil (Zoraptera, Zorotypidae). **American Museum Novitates 3528**: 1-11.

Rafael, J.A.; F.S.P. Godoi & M.S. Engel 2008. A new species of *Zorotypus* from eastern Amazonia, Brazil (Zoraptera: Zorotypidae). **Transactions of the Kansas Academy of Science 111**(3/4): 193-202.

Riegel, G.T. & S.J. Eystalis 1974. The life studies on Zoraptera. **Proceedings North Central Branch, Entomological Society of America 29**: 106-107.

Capítulo 25

ISOPTERA

Reginaldo Constantino

Serritermitidae: *Serritermes serrifer*

Kalotermitidae: *Eucryptotermes wheeleri*

Termitidae: *Syntermes molestus*

Termitidae: *Amitermes excellens* (ninho)

ISOPTERA Brullé, 1832

Reginaldo Constantino

Isoptera: do grego *isos* = igual; *pteron* = asa. Refere-se à semelhança das asas anteriores com as posteriores na maioria das espécies atuais.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, variando de 3 a 25 mm de comprimento, excluindo as asas. São sociais e polimórficos, vivendo em colônias de tamanho variável, com formas ápteras estéreis (operários e soldados) e reprodutores alados (imagos). Olho composto presente nos adultos, vestigial ou ausente nos operários e soldados. Aparelho bucal mastigador. Antena moniliforme ou filiforme, com 10 a 32 artículos (até 21 nas espécies brasileiras). Tarsos com três a cinco tarsômeros, quatro em todas as espécies brasileiras. Asa anterior e posterior semelhantes, exceto em *Mastotermes darwiniensis* Froggatt, da Austrália, que ainda mantém o lobo anal da asa posterior desenvolvido. Asas com linha basal, onde se quebram após a revoada. Cerco geralmente curto, com dois artículos em todas as espécies brasileiras; longo, com até oito artículos em Termopsidae. Genitália externa ausente ou reduzida, exceto em *Stolotermes inopinus* Gay, da Nova Zelândia.

Introdução. Existem dois nomes mais comuns para as espécies do grupo no Brasil, cupim e térmita. As formas aladas também são chamadas de siriris ou aleluias. São cosmopolitas. A região Neotropical é a terceira em número de espécies conhecidas, sendo superada pelas regiões Etiópica e Oriental. No entanto, a fauna Neotropical foi menos estudada que a dessas duas regiões. Existem cerca de 2.800 espécies no Mundo e perto de 320 registradas para o Brasil. Estima-se que o número total de espécies existentes deve ser de aproximadamente 4 mil no mundo e de 500 no Brasil. Os cupins são mais conhecidos como pragas de madeira, mas chamam a atenção também pelo seu complexo sistema social, sua capacidade incomum de digerir celulose e pelo seu efeito sobre os processos de decomposição, reciclagem de nutrientes minerais e formação do solo. São particularmente abundantes e diversificados em florestas e savanas tropicais.

Os fósseis mais antigos conhecidos datam do Cretáceo, com cerca de 130 milhões de anos (Thorne *et al.* 2000). Os principais tratados gerais sobre cupins são Krishna & Weesner (1969, 1970), Grassé (1984, 1986) e Abe *et al.* (2000). Os principais livros em português são os de Berti-Filho & Fontes (1995), Fontes & Berti-Filho (1998) e Costa-Leonardo (2002). Os catálogos, são os de Snyder (1949), Araujo (1977) e Constantino (1998); bibliografia de Ernst & Araujo (1986). Entre 1980 e 1993, o Centre for Overseas Pest Research, Londres, publicou o periódico "Termite Abstracts", com resumos das publicações correntes sobre Isoptera. Chaves para gêneros podem ser encontradas em Constantino (1999, 2002a).

Morfologia (adultos) (Figs. 25.1-2). Cabeça arredondada, prognata, achatada dorso-ventralmente. Olho composto sempre presente, geralmente grande e arredondado ou ovalado. Um par de ocelos geralmente presente próximo dos olhos; ausente em algumas espécies. Antena moniliforme ou filiforme, originando-se lateralmente próxima aos olhos, com o número de artículos variando de 13 a 21 nas espécies brasileiras. Fontanela, de tamanho e forma variáveis, presente na região frontal de Rhinotermitidae, Serritermitidae e Termitidae. Clípeo dividido em um anteclípeo membranoso e um pós-clípeo esclerosado. Labro largo, recobrindo as mandíbulas em vista dorsal. Mandíbula do tipo mastigador-triturador, ambas com um dente apical, dentes marginais e uma região molar proximal. Mandíbula esquerda com um a três dentes marginais e um dente molar geralmente localizado sob a proeminência molar (também chamado de dente subsidiário marginal ou quarto dente marginal). Mandíbula direita com um a dois dentes marginais, algumas espécies portando um pequeno dente subsidiário entre o primeiro dente marginal e o apical. Região molar com ranhuras bem desenvolvidas em espécies xilófagas, menos desenvolvidas ou ausentes nas demais. Asas anteriores e posteriores semelhantes, membranosas e com venação fraca. Asas possuem uma linha basal onde se quebram após a revoada. A venação das asas tem pouca importância taxonômica em Isoptera.

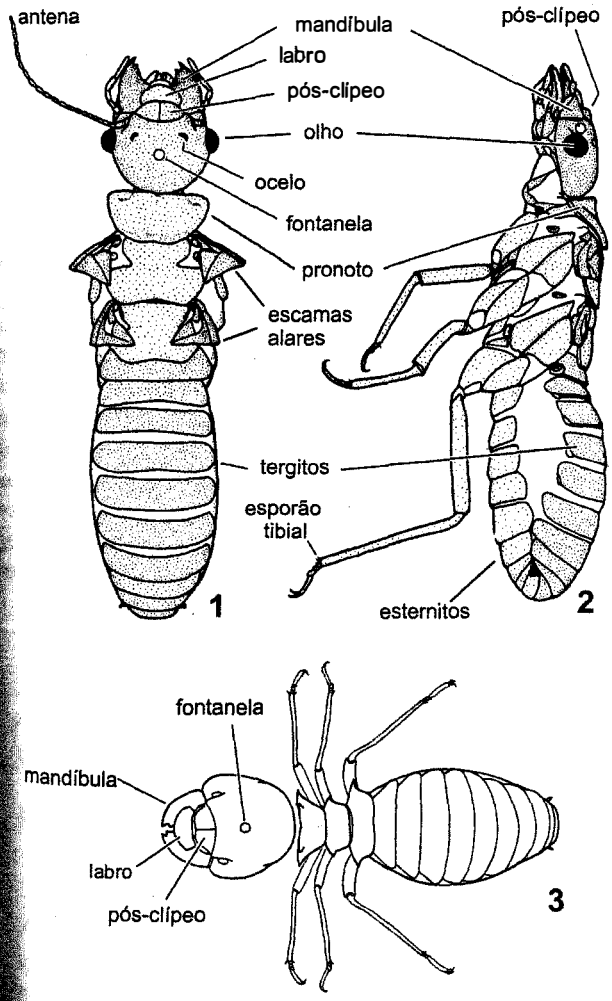
Soldados (Figs. 25.4-6). Possuem enorme variação morfológica, especialmente na cabeça, em função dos vários mecanismos de defesa presentes em diferentes espécies. As

mandíbulas são muito grandes e de muitas formas diferentes, ou atrofiadas e vestigiais. Em Rhinotermitidae e Termitidae, há uma glândula frontal responsável pela produção de uma secreção defensiva, armazenada num reservatório no interior da cápsula cefálica, que é liberada através de um poro frontal. Em Nasutitermitinae, o poro é estreito e está localizado na ponta de um tubo longo, cônico ou cilíndrico. Em Syntermitinae, o poro é largo e pode estar localizado na ponta de um tubo de tamanho variável. A glândula frontal é muito ou pouco desenvolvida, dependendo da espécie. Olhos sempre vestigiais ou ausentes. Os Apicotermitinae neotropicais não possuem soldados.

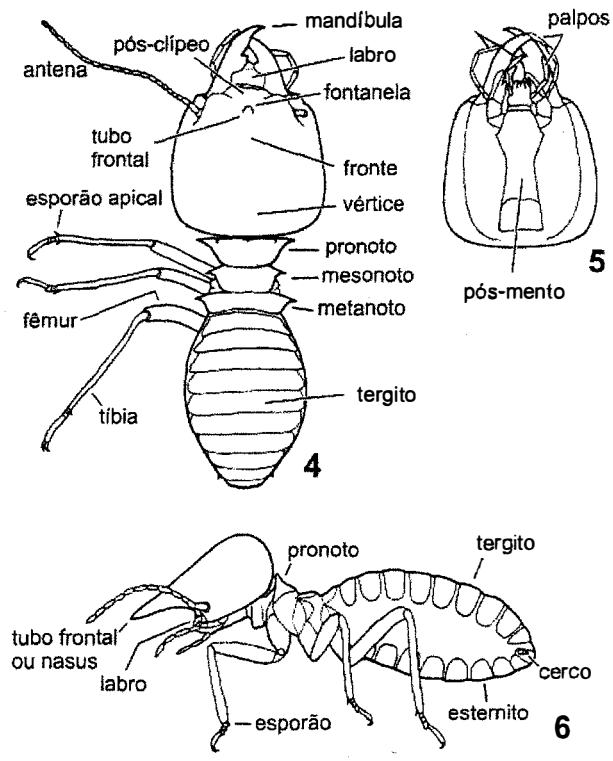
Operários (Fig. 25.3). Têm pouca variação morfológica em comparação com os soldados. Olhos sempre ausentes ou vestigiais. Cabeça ovalada ou arredondada. As mandíbulas variam bastante em função da dieta (Figs. 25.7-13). Xilófagos possuem mandíbulas com dente apical curto e placa molar reta com ranhuras salientes. Humívoros possuem mandíbulas com dente apical grande e placa molar côncava sem ranhuras. Entre esses dois extremos, existem várias formas intermediárias e algumas especializadas. O tubo digestivo também varia bastante entre diferentes grupos, especialmente o proctodeo. A morfologia do tubo digestivo é importante na taxonomia de Termitidae. A válvula entérica, que separa o primeiro segmento do proctodeo da parte posterior, frequentemente tem uma armadura esclerosada, com placas e espinhos de formas variadas. Essa armadura é usada como caráter taxonômico em muitos grupos.

Imaturos. Os imaturos de cupins são encontrados apenas dentro das colônias, protegidos e alimentados pelos operários. Os indivíduos de primeiro ínstar são todos iguais. A partir do segundo ínstar, é possível distinguir indivíduos que dão origem às castas estéreis e os que darão origem aos reprodutores. Na tradição da Termitologia, os imaturos da linha estéril, sem tecas alares, são chamados de "larvas", enquanto os com tecas alares são chamados de ninfas. O número de mudas varia entre castas e entre espécies. O operário surge geralmente a partir do terceiro ínstar, mas pode sofrer mudas adicionais. Os adultos imaginais são geralmente do 7° ou 8° ínstar, mas em Mastotermitidae são do 13° ínstar. Os soldados podem ser formados a partir do 5° ínstar, originando-se de larvas, operários ou ninfas, dependendo da espécie. O ínstar anterior ao soldado é chamado de pré-soldado ou soldado branco. O padrão de formação das castas é mais rígido em Termitidae e mais flexível nas outras famílias. Em Kalotermitidae, ocorrem ninfas grandes, com tecas alares pouco desenvolvidas, chamadas de falsos operários ("*pseudergates*"), que podem sofrer mudas estacionárias ou regressivas, mantendo indefinidamente o status funcional de operário, mas retendo a capacidade de se transformar em um reprodutor ou um soldado.

Biologia. Todos os cupins são eussociais, vivendo em colônias de tamanho variável, com castas estéreis. A colônia típica é



Figuras 25.1-3. Morfologia externa de um adulto (imago) e de operário. **1-2**, macho dealado de *Syntermes* sp.; **3**, operário de *Syntermes* sp., vd. Cerdas omitidas no desenho.

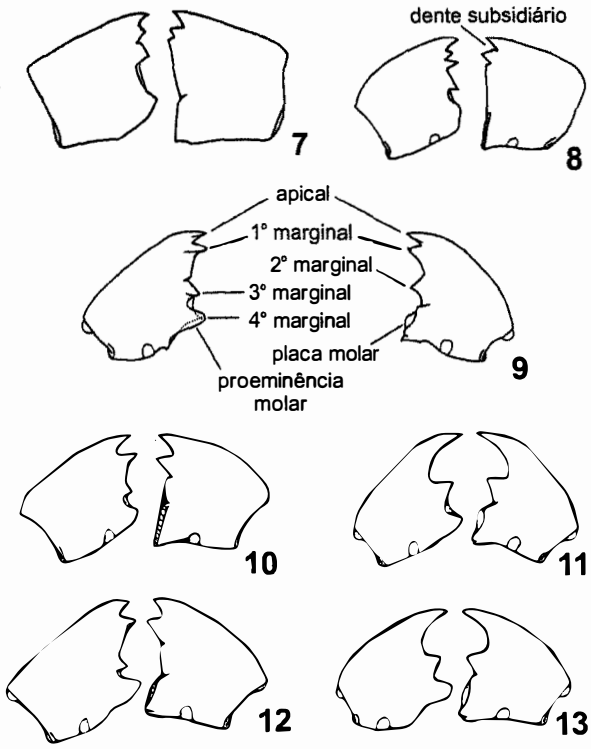


Figuras 25.4-6. Morfologia externa de soldados. **4**, *Syntermes wheeleri* Emerson, vd; **5**, idem, cabeça, vv; **6**, *Nasutitermes* sp., vl. Cerdas omitidas nos desenhos.

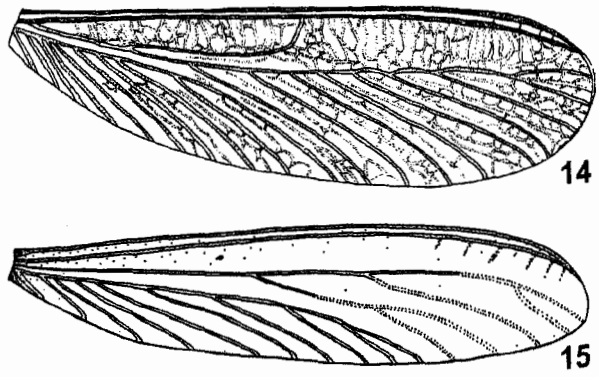
composta por um casal de reprodutores —rei e rainha— e grande número de operários, soldados e imaturos (Fig. 25.16). Ao contrário das sociedades de Hymenoptera, formadas apenas por fêmeas, todas as castas de cupins podem ser formadas por machos e fêmeas. Periodicamente formam-se alados, que saem em revoada e tentam fundar novas colônias, geralmente na estação chuvosa. Macho e fêmea alados encontram-se, perdem as asas, que eles quebram na linha basal, e procuram um local apropriado para iniciar a colônia, um buraco cavado no chão ou uma fresta em madeira. O ninho começa como uma célula simples, onde o casal permanece e a fêmea coloca os primeiros ovos. A eclosão dos ovos ocorre após 15 a 80 dias, dependendo da espécie. Após algum tempo, surgem os primeiros operários e a colônia passa a crescer.

As castas são os vários tipos de indivíduos com funções diferentes presentes numa colônia. A formação de castas em cupins é determinada fisiologicamente pelos hormônios da muda, em especial o hormônio juvenil. Reprodutores ativos inibem a formação de outros reprodutores na colônia, supostamente através da liberação de feromônio. No entanto, a natureza química e modo de transmissão desses feromônios ainda são pouco conhecidos. A proporção de soldados na colônia também é controlada por mecanismos inibidores, mas essa inibição é proporcional. Em situação de equilíbrio, os soldados produzem feromônio suficiente para inibir a formação de novos soldados. Quando alguns morrem ou a colônia cresce, a inibição é reduzida e formam-se alguns novos soldados até restabelecer o equilíbrio em uma proporção soldados/operários típica da espécie. Os operários são a casta mais numerosa. São responsáveis pela construção do ninho, coleta de alimento e alimentação de todos os outros indivíduos. Em muitos casos, os operários também têm papel importante na defesa da colônia. Operários verdadeiros são normalmente estéreis e nunca se transformam em imagos, embora possam sofrer mudas e transformar-se em soldados. A presença de operários verdadeiros está associada ao forrageamento fora do ninho. Soldados são indivíduos com a cabeça muito modificada e esclerosada, e com adaptações defensivas. Soldados nunca sofrem mudas, são quase sempre estéreis e são incapazes de alimentar-se por conta própria. A proporção de soldados na colônia varia entre 0 e 25% entre diferentes espécies, mas a maioria está na faixa entre 1 e 6%. Reprodutores primários são adultos imaginais que fundaram a colônia após o voo nupcial, chamados de rei e rainha. A rainha geralmente desenvolve bastante os ovários, o que resulta em considerável aumento no volume do abdômen, chamado de fisogastria (Fig. 25.21). Reprodutores secundários são indivíduos que assumem o papel de reprodutores na própria colônia onde nasceram. Em caso de morte de um reprodutor, podem surgir reprodutores secundários de substituição. Reprodutores secundários também podem surgir na presença dos primários e, nesse caso, são chamados de suplementares. Os reprodutores secundários são classificados em três tipos, de acordo com sua origem: ninfoides, ergatoides e adultoides. Os neotênicos ninfoides são originados a partir de uma ninfa que interrompe seu desenvolvimento normal. São reconhecidos facilmente pela presença de tecas alares e pela esclerosação menor que a dos adultos. Neotênicos ergatoides (*ergates* = operário em grego) são formados a partir da linha áptera, que normalmente daria origem a operários. Possuem características de operário, com asas e tecas alares totalmente ausentes. Reprodutores secundários adultoides são formados a partir de adultos alados, morfologicamente idênticos aos primários.

Os ninhos de cupins são chamados de cupinzeiros ou termiteiros e variam desde simples túneis escavados em madeira até estruturas muito grandes e complexas. O ninho mais simples é escavado numa única peça de madeira, na qual a colônia vive até esgotar os recursos disponíveis e depois morre. Isso ocorre em todos os Kalotermitidae, que nunca saem da madeira. Seus ninhos são compostos de túneis escavados, sem nenhum tipo de construção nem revestimento interno (Fig. 25.17). Um tipo intermediário ocorre em Rhinotermitidae, em



Figuras 25.7-13. Morfologia de mandíbulas de operários. **7**, Kalotermitidae; **8**, Rhinotermitidae; **9**, Termitidae: Apicotermitinae: *Anoplotermes* sp.; **10**, Termitidae: Nasutitermitinae: *Nasutitermes* sp.; **11**, Termitidae: Nasutitermitinae: *Cyranotermes* sp.; **12**, Termitidae: Termitinae: *Neocapritermes* sp.; **13**, Termitidae: Termitinae: *Spinitermes* sp.



Figuras 25.14-15. Asas. **14**, asa reticulada de Serritermitidae; **15**, asa de Termitidae.

que os ninhos ficam dentro de madeira, mas os cupins fazem túneis pelo solo e colonizam novas peças. Os ninhos de tipo separado ocorrem em Termitidae e alguns Rhinotermitidae, são independentes do alimento e podem ser estruturas subterrâneas, epígeas ou arborícolas. Os ninhos subterrâneos são: a) difusos, com um simples conjunto de túneis escavados e revestidos com material fecal; b) intermediários, consistindo em conjunto concentrado de túneis e galerias sem limites discretos; c) ninhos discretos envolvidos por uma parede contínua, como em *Cyranotermes timuassu* Araujo (Fig. 25.18) e *Procornitermes lespesii* (Mueller) (Figs. 25.23-24). Os ninhos epígeos geralmente se iniciam com uma fase subterrânea, que cresce em direção à superfície (Figs. 25.25-26). Já os ninhos arborícolas geralmente se iniciam em alguma fresta na casca da árvore onde o casal reprodutor se instala. Mas em alguns casos, suspeita-se que o ninho se inicie no solo e depois migra para a árvore, como em *Constrictotermes cavifrons* (Holmgren), sempre fixado sobre casca lisa. Os ninhos são construídos com solo, saliva e material fecal, em proporções variáveis. Os ninhos arborícolas de *Nasutitermes* spp. (Fig. 25.20) são feitos inteiramente de material fecal. Os cupins podem cavar túneis profundos para buscar material argiloso para a construção do ninho, que frequentemente tem proporção de areia e argila diferente do solo superficial. Alguns ninhos epígeos, como o de *Cornitermes cumulans* (Kollar) (Figs. 25.19, 26), são claramente divididos em três partes: uma parede externa dura, uma parte central diferenciada, mais escura, com muitas células e onde se localizam os reprodutores e os imaturos (endoécio) e um espaço vazio entre as duas partes anteriores (paraécio). Além disso, existe uma rede de túneis no solo ao redor do ninho (periécio). Muitas espécies, no entanto, constroem um ninho com estrutura mais homogênea. Dependendo da espécie, os ninhos têm ou não uma câmara real definida, onde fica o casal reprodutor. Ninhos epígeos frequentemente possuem sistemas de ventilação, que podem ser abertos ou fechados. Nos sistemas abertos, existem buracos externos ligados ao espaço interno de ventilação, como em *Cornitermes bequaerti* Emerson.

Os termiteiros costumam abrigar uma fauna associada que inclui insetos e outros artrópodes, cobras, lagartos, sapos, pequenos mamíferos e aves, entre outros. Alguns desses organismos convivem diretamente com os cupins dentro das mesmas galerias, chamados de termitófilos. Outros apenas utilizam o ninho como abrigo. Alguns desses ocupantes são cupins de outras espécies, que são chamados de inquilinos. Algumas espécies de cupins são inquilinos obrigatórios, como *Inquilinitermes* spp. — só encontrados em ninhos de *Constrictotermes* spp. — e *Serritermes serrifer* (Hagen & Bates) — só encontrado em ninhos de *Cornitermes* spp. Informações adicionais sobre ninhos podem ser encontradas em Grassé (1984) e Noirot & Darlington (2000).

Os cupins alimentam-se geralmente de material vegetal morta, mas podem também comer plantas vivas. São classificados em cinco ou seis grupos, de acordo com as preferências alimentares: 1) xilófagos, alimentam-se exclusivamente ou principalmente de madeira; 2) geófagos, alimentam-se de

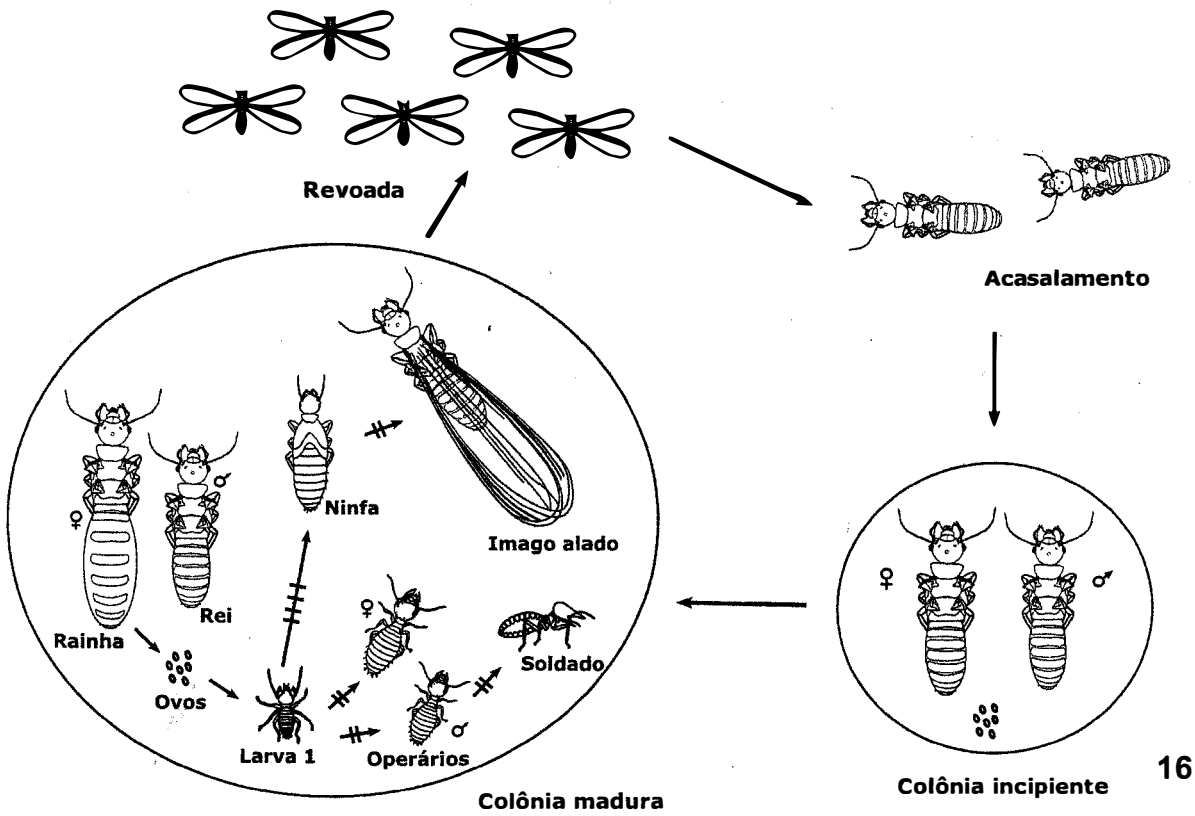
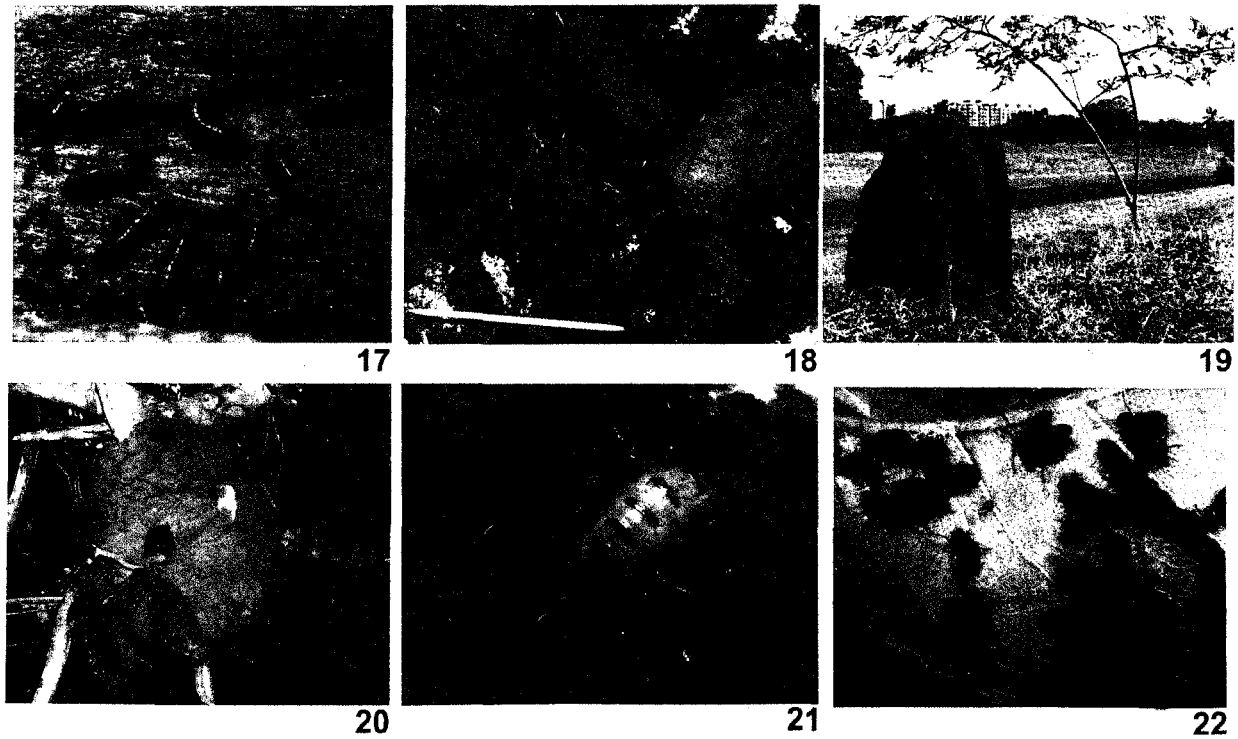


Figura 25.16. Esquema simplificado do ciclo de vida de um cupim (*Nasutitermes* sp.). A larva de primeiro ínstar é indiferenciada. A partir do segundo ínstar inicia-se a diferenciação morfológica em duas linhas distintas: a linha imaginal, que dá origem aos reprodutores alados, e a linha estéril, que dá origem aos operários e soldados. Cada traço nas setas corresponde a uma muda.

matéria orgânica do solo, ingerindo grande quantidade de solo mineral; 3) intermediários, alimentam-se de matéria vegetal semidecomposta, especialmente madeira podre; 4) comedores de folhas da serrapilheira ou ceifadores, cortam pedaços de folhas mortas e carregam para o ninho (*Syntermes* spp., *Velocitermes* spp.) ou comem no local (*Ruptitermes* spp.); 5) especializados, no caso de algumas espécies de *Constrictotermes* Holmgren que parecem alimentar- se predominantemente de líquens; 6) cultivadores de fungos, caso dos Macrotermitinae, que ocorre apenas na África e na Ásia. Livros-texto de Biologia com frequência citam os cupins como exemplo de simbiose, como se todos eles fossem xilófagos e dependessem de protozoários simbiontes localizados no intestino. Na verdade, os xilófagos não chegam à metade das espécies da ordem e nem todos dependem de simbiontes para digerir celulose. Os protozoários simbiontes não ocorrem em Termitidae, que corresponde a 70% das espécies conhecidas. Os cupins xilófagos dessa família são capazes de digerir celulose com suas próprias enzimas. Os humívoros provavelmente se alimentam de polissacarídeos, resíduos da degradação de lignina, proteínas e polipeptídeos imobilizados por taninos presentes na matéria orgânica do solo. O intestino posterior dos humívoros é maior e mais subdividido que nos xilófagos, e ocorre uma forte elevação do pH no primeiro segmento do proctodeo. Muito provavelmente existem simbioses complexas com várias bactérias, mas a maioria é muito difícil de isolar em cultura (Breznak 2000). Em vários cupins, foi demonstrada a fixação de nitrogênio (N2) em quantidades significativas (Breznak 2000). Essa fixação é efetuada por bactérias simbiontes e provavelmente é importante na complementação da dieta, que é rica em carbono e pobre em nitrogênio.

Origem da socialidade nos cupins. Segundo a hipótese dominante atualmente, o ancestral dos cupins vivia e se alimentava dentro de madeira, de modo semelhante às baratas atuais *Cryptocercus* Scudder. A dieta pobre em nitrogênio teria resultado em um período longo de desenvolvimento dos imaturos, e a convivência no ninho teria favorecido a origem de cuidado parental. A necessidade de trofalaxe anal para a manutenção da fauna de simbiontes intestinais também pode ter favorecido a origem do comportamento social. Posteriormente as ninfas mais velhas passaram a ajudar os pais a cuidar das mais jovens. E finalmente surgiram indivíduos especializados, as castas estéreis ou quase estéreis, imaturos que assumem o papel permanente de ajudantes, com pequena ou nenhuma chance de reprodução. Morfologicamente, acredita-se que a evolução da socialidade foi acompanhada de retenção de características de imaturos nos adultos (pedomorfose), com redução de pigmentação, olhos, genitália, pronoto etc. Revisões sobre o tema foram apresentadas por Nalepa & Bandi (2000), Thorne *et al.* (2000) e Higashi *et al.* (2000).

Classificação. A classificação mais usada atualmente é a de Grassé (1986), representada abaixo, com o número de espécies registrado para o Brasil entre parênteses. A classificação adotada por Emerson (1955) difere por não reconhecer Termopsidae, tratada como parte de Hodotermitidae, e por reconhecer Amitermitinae, mas não Apicotermitinae. Sands (1972), ao revisar os cupins sem soldados da África, reclassificou os gêneros que estavam em Amitermitinae e Termitinae, transferindo todos os gêneros sem soldados (grupo *Anoplotermes* Mueller) para Apicotermitinae, juntamente com



Figuras 25.17-22. Ninhos e hábitos. **17**, cupim-de-madeira-seca, *Cryptotermes brevis* (Walker); **18**, ninho subterrâneo de *Cyranotermes timuassu* Araujo; **19**, ninho epígeo de *Cornitermes cumulans* (Kollar); **20**, ninho arborícola de *Nasutitermes ephratae* (Holmgren); **21**, rainha fisogástrica de *Nasutitermes ephratae*; **22**, operários de *Ruptitermes* sp. se alimentando de uma folha morta.

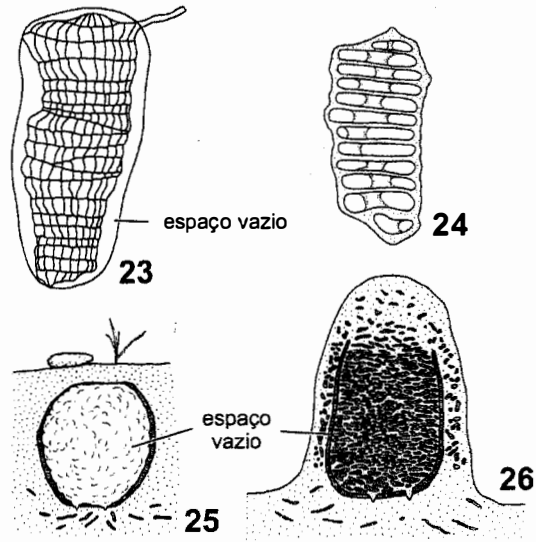
o grupo *Apicotermes* Holmgren. O restante de Amitermitinae foi transferido para Termitinae. Engel & Krishna (2004) propõem duas novas subfamílias de Termitidae. Uma delas é Syntermitinae, composta de um grupo de 13 gêneros neotropicais previamente incluídos em Nasutitermitinae, vários deles comuns no Brasil.

Hodotermitidae
1. Kalotermitidae (26)
Mastotermitidae
2. Rhinotermitidae (12)
3. Serritermitidae (3)
4. Termitidae (280)
Termopsidae

Relações filogenéticas. Ahmad (1950) estudou a filogenia entre subfamílias e gêneros com base apenas na morfologia das mandíbulas de imagos e operários. No entanto, a morfologia das mandíbulas está relacionada à dieta. Apesar disso, o trabalho de Ahmad foi bastante influente. A primeira análise cladística formal foi a de Thorne & Carpenter (1992), que tinha o objetivo de avaliar a relação de Isoptera dentro de Dictyoptera e incluiu representantes de poucas famílias. A análise mais completa baseada em morfologia é a de Donovan *et al.* (2000) e o estudo mais extenso baseado em dados moleculares é o de Inward *et al.* (2007). As Figs. 25.27-29 apresentam um resumo das hipóteses sobre as relações filogenéticas entre as famílias de Isoptera. Na árvore apresentada por Krishna (1970), Termopsidae é considerada parte de Hodotermitidae (Fig. 25.27). De acordo com Donovan *et al.* (2000), não existe suporte para o monofiletismo de Kalotermitidae e Rhinotermitidae; já os resultados de Inward *et al.* (2007) suportam o monofiletismo de Kalotermitidae, Termitidae e Hodotermitidae, mas não de Termopsidae e de Rhinotermitidae. Os grupos mais basais, Mastotermitidae, Hodotermitidae e Termopsidae, não ocorrem no Brasil.

Importância. Os cupins são as mais importantes pragas de madeira no mundo. O gasto anual com controle de cupins nos Estados Unidos está estimado em US$ 1,5 bilhão, não incluindo o custo do reparo ou substituição da madeira danificada (Su & Scheffrahn, 2000). No Brasil, não existem estimativas do dano causado pelos cupins. Apenas cerca de 10% das espécies conhecidas têm alguma importância como pragas. Constantino (2002b) apresenta uma lista das espécies registradas como praga na América do Sul. Entre as pragas de madeira no Brasil, destaca-se *Coptotermes gestroi* Wasmann, espécie originária do sudeste da Ásia e que foi introduzida no Brasil no início do século XX no Rio de Janeiro (Araujo 1970). Essa espécie foi tratada por muito tempo como *Coptotermes havilandi* Holmgren, nome colocado em sinonímia com *C. gestroi*. Atualmente essa espécie ocorre nas regiões Nordeste e Sudeste do Brasil, incluindo cidades como São Paulo, Rio de Janeiro, Belo Horizonte, Recife e Salvador, entre outras. Outra espécie muito importante é *Cryptotermes brevis* (Walker) (Figs. 25.17, 30), que ocorre em praticamente todo o Brasil. É uma espécie exótica de origem incerta e que foi introduzida no país há muito tempo. Suas colônias são pequenas e de crescimento lento, mas sua presença geralmente só é detectada quando o dano já é grande. Além do dano à madeira, muitas espécies tropicais são pragas agrícolas, causando dano em cana-de-açúcar, arroz, eucalipto, amendoim e outras culturas. Entre os cupins de importância agrícola no Brasil, destacam-se *Syntermes nanus* Constantino, *Heterotermes tenuis* (Hagen) e *H. longiceps* (Snyder), *Procornitermes* spp. e *Cornitermes* spp. O dano é geralmente indireto, afetando o sistema radicular ou o caule. Problemas com cupins são mais comuns em culturas não irrigadas, em plantas exóticas (as nativas são resistentes ou tolerantes) e em plantas enfraquecidas por condições inadequadas de solo, clima e nutrientes. Por outro lado, os cupins são elementos importantes da fauna de solo e contribuem significativamente para a reciclagem de nutrientes minerais e formação do solo. São organismos que afetam a disponibilidade de recursos para outras espécies através de mudanças físicas em materiais bióticos ou abióticos. Eles cavam túneis, movimentam material verticalmente e cimentam partículas. Com isso, melhoram a estrutura do solo, facilitam o trabalho de microrganismos e aceleram a mineralização da matéria orgânica. Os termiteiros são elementos estruturais importantes e servem de abrigo para uma fauna extremamente diversificada. São também importantes na alimentação de muitos vertebrados. Alguns povos indígenas utilizam cupins normalmente na sua dieta, especialmente os alados.

Coleta e fixação. Os cupins são encontrados em madeira, em ninhos arborícolas, epígeos ou subterrâneos, e no solo. São coletados com pinças leves, com pincel molhado em álcool ou com aspirador. Como são insetos de corpo mole, devem ser preservados apenas em álcool 70-80%, nunca alfinetados. Para melhor preservação, devem ser mortos diretamente no álcool. Os espécimes são organizados em lotes correspondentes a um conjunto de indivíduos das castas presentes numa colônia. A coleta é dificultada pelo



Figuras 25.23-26. Estrutura de ninhos. **23**, ninho subterrâneo de *Procornitermes lespesii* (Mueller); **24**, idem, corte de outro ninho mostrando a estrutura interna; **25**, fase inicial subterrânea do ninho de *Cornitermes cumulans*; **26**, idem, ninho epígeo completamente desenvolvido.

polimorfismo, pelo hábito críptico da maioria das espécies e pela possibilidade da presença de mais de uma espécie no mesmo ninho ou peça de madeira. Informações sobre o tipo de ninho e local de coleta ajudam muito na identificação e devem, se possível, ser registradas na etiqueta.

Chave para as famílias de Isoptera que ocorrem no Brasil.

1. Olho composto presente (Figs. 25.1-2). Dois pares de asas membranosas ou de escamas alares presentes **2**

— Olho vestigial ou ausente (Figs. 25.3-6); asas totalmente ausentes. Soldados e operários **5**

2(1). Fontanela ausente. Esporões apicais da tíbia 3:3:3 .... **1. Kalotermitidae**

— Fontanela presente (Fig. 25.1). Esporões apicais da tíbia 2:2:2, 3:2:2 ou 3:3:3 ..... **3**

3(2). Mandíbula esquerda com três dentes marginais (Fig. 25.8) ... . **2. Rhinotermitidae**

— Mandíbula esquerda com um ou dois dentes marginais (Figs. 25.9-13) **4**

4(3). Asas reticuladas (Fig. 25.14). Escama alar anterior grande, recobrindo a posterior (raros) ..... **3. Serritermitidae**

— Asas não reticuladas (Fig. 25.15). Escama alar anterior não recobrindo a posterior (Fig. 25.1) ..... **4. Termitidae**

5(1). Pronoto em forma de sela, com um lobo anterior bem definido (Figs. 25.39-40) ..... **4. Termitidae**

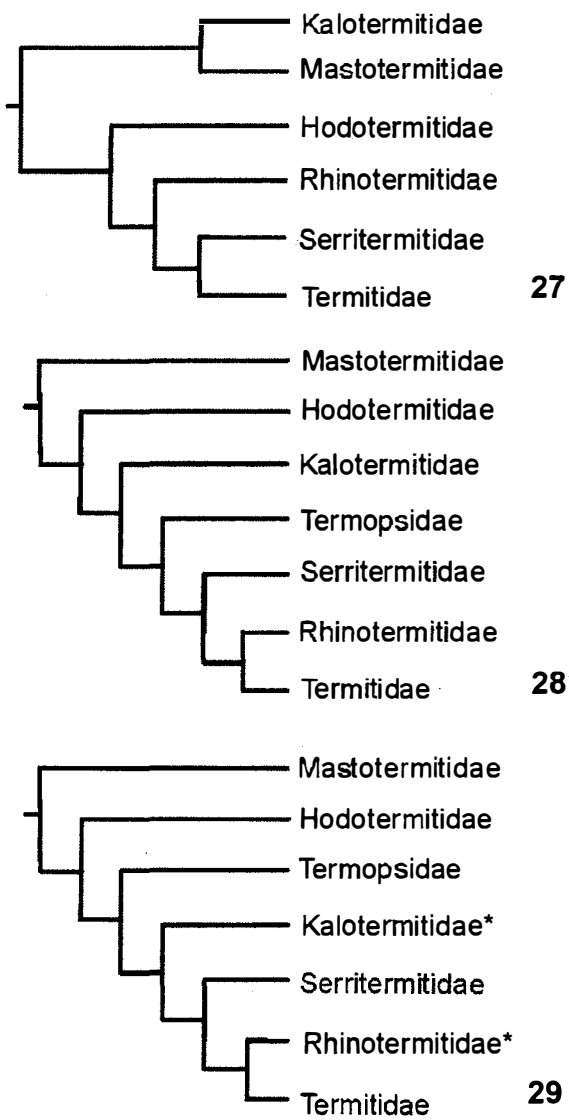
— Pronoto achatado ou convexo, sem lobo anterior definido (Figs. 25.30-36) **6**

6(5). Esporões apicais da tíbia 3:3:3. Pernas curtas e grossas (Fig. 25.31) ..... **1. Kalotermitidae**

— Esporões apicais da tíbia 3:2:2 ou 2:2:2. Pernas finas (como as da Fig. 25.6) **7**

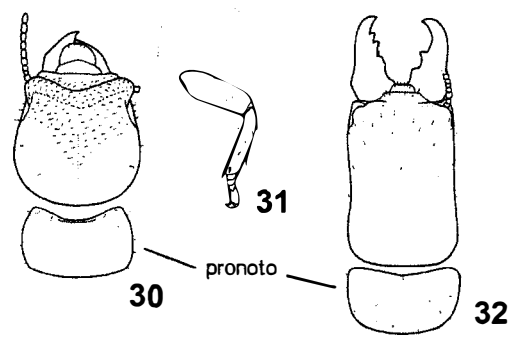
7(6). Mandíbula esquerda do operário com um ou dois dentes marginais. Cabeça dos soldados como nas Figs. 25.37-38 (raros) ..... **3. Serritermitidae**

— Mandíbula esquerda do operário com três dentes marginais (Fig. 25.8). Cabeça dos soldados como nas Figs. 25.33-36 (muito comuns) ..... **2. Rhinotermitidae**

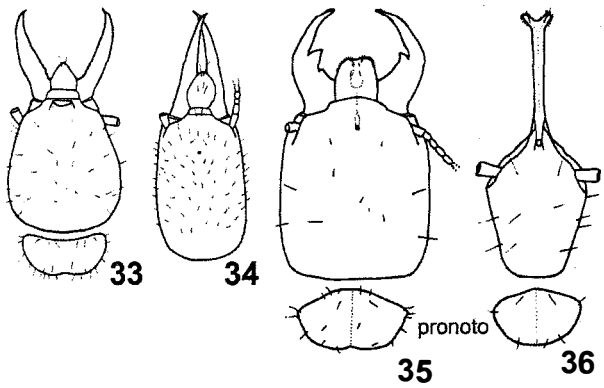


Figuras 25.27-29. Relações filogenéticas dos Isoptera. **27**, relações entre as famílias de Isoptera segundo Krishna (1970); **28**, idem, segundo análise de Kambhampati & Eggleton (2000) baseada em dados moleculares (NADH 5); **29**, idem, segundo análise de Donovan *et al.* (2000) com base na morfologia. Grupos marcados com asterisco não aparecem como monofiléticos na respectiva análise.

1. Kalotermitidae. Ninhos escavados em madeira dura, com colônias geralmente pequenas. Nunca saem da madeira e não têm contato com o solo. Os túneis escavados na madeira são limpos, sem construção ou revestimento de nenhum tipo. Não possuem operários verdadeiros. As fezes são muito secas e têm forma ovalada; corresponde ao material granulado encontrado dentro dos túneis ou embaixo da madeira atacada. Os soldados ocorrem em baixa proporção, com cabeça alongada ou curta e fragmótica. A cabeça fragmótica é usada para fechar os túneis, impedindo a entrada de inimigos. Alimentam-se exclusivamente da madeira na qual vivem. Algumas espécies são capazes de viver em madeira com baixo teor de umidade, como os *Cryptotermes* Banks, que são chamados de cupins-de-madeira-seca. Devido ao hábito críptico, essa família é mal estudada, com pouco material em coleções. A coleta requer a destruição da peça de madeira onde a colônia se encontra. A taxonomia foi revisada por Krishna (1961). Existem poucas revisões de gêneros e chaves para espécies relevantes para



Figuras 25.30-32. Kalotermitidae. **30**, *Cryptotermes brevis*, cabeça e pronoto, vd; **31**, idem, perna anterior; **32**, *Neotermes arthurimuelleri* (Rosen), cabeça e pronoto, vd.

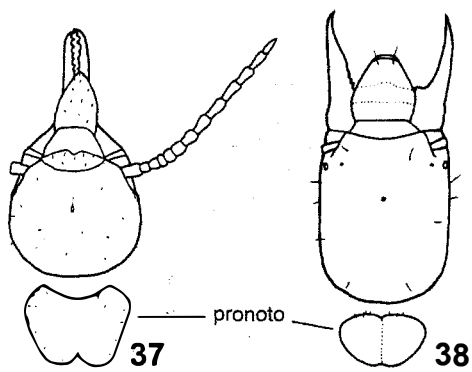


Figuras 25.33-36. Rhinotermitidae. Cabeça e pronoto de soldados, vd. **33**, *Coptotermes testaceus* (L.); **34**, *Heterotermes tenuis* (Hagen); **35-36**, *Rhinotermes marginalis* (L.) (soldados dimórficos).

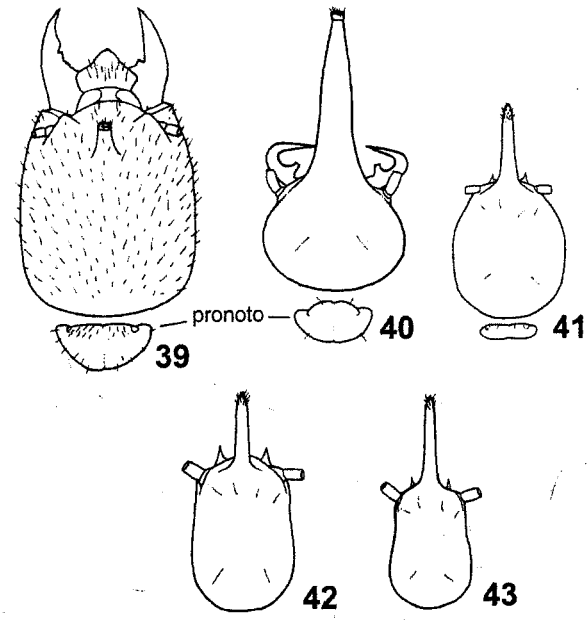
a fauna brasileira. *Cryptotermes* foi revisado por Bacchus (1987).

2. Rhinotermitidae. São todos xilófagos de hábito geralmente subterrâneo. Nenhuma espécie neotropical constrói ninho definido, podendo estar em madeira ou no solo, parte escavado e parte construído. Os túneis na madeira são revestidos de material fecal e/ou solo. As colônias são grandes e de crescimento rápido, com grande área de forrageamento através de túneis subterrâneos. No Brasil, ocorrem quatro gêneros: *Coptotermes* Wasmann, *Heterotermes* Froggatt, *Dolichorhinotermes* Emerson e *Rhinotermes* Hagen, sendo que os dois primeiros são muito comuns e têm grande importância econômica como pragas urbanas e agrícolas. Não existem revisões taxonômicas publicadas sobre os Rhinotermitidae brasileiros, exceto uma chave para identificação para as espécies de *Heterotermes* da América do Sul (Constantino 2001a).

3. Serritermitidae. Endêmica da América do Sul, com dois gêneros e três espécies. *Serritermes serrifer* ocorre apenas no Cerrado, de Minas Gerais até Amazonas e Pará, vivendo como inquilino em ninhos de *Cornitermes* spp. *Glossotermes oculatus* Emerson ocorre na Guiana e *Glossotermes sulcatus* Cancello & De Souza na Amazônia brasileira. A posição taxonômica de *Serritermes*



Figuras 25.37-38. Serritermitidae. Cabeça e pronoto de soldados, vd. **37**, *Serritermes serrifer* (Hagen & Bates); **38**, *Glossotermes oculatus* Emerson.



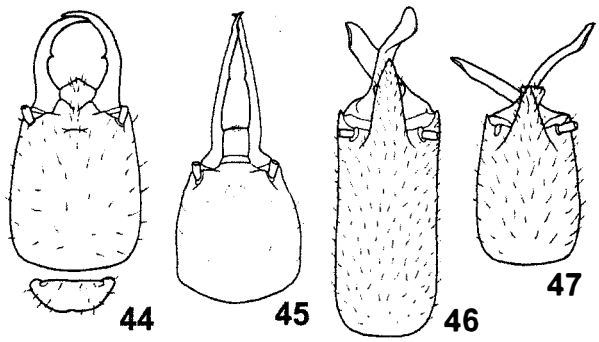
Figuras 25.39-43. Termitidae: Nasutitermitinae. Cabeça e pronoto de soldados, vd. **39**, *Cornitermes cumulans*; **40**, *Rhynchotermes nasutissimus* (Silvestri); **41-43**, *Diversitermes diversimiles* (Silvestri) (soldado trimórfico). Somente a cabeça, sem as antenas.

Wasmann foi analisada por Emerson & Krishna (1975). Até recentemente, *Glossotermes* Emerson era incluído em Rhinotermitidae, mas foi transferido para Serritermitidae por Cancello & De Souza (2005).

4. Termitidae. É a maior família, correspondendo a 85% da fauna brasileira. Os hábitos e a morfologia dos soldados são muito variados. Muitos vivem em colônias grandes e constroem ninhos complexos. São normalmente classificados em sete subfamílias, das quais quatro ocorrem no Brasil.

Apicotermitinae. Todas as espécies neotropicais desse grupo são desprovidas de soldados e quase todas são geófagas. Devido à ausência do soldado, que é a casta mais usada na taxonomia, esta subfamília é muito pouco conhecida, sendo praticamente impossível identificar a maioria das espécies. Os ninhos são geralmente subterrâneos. *Ruptitermes* Mathews alimenta-se de folhas mortas (Fig. 25.22) e seus operários, quando atacados, rompem o abdômen e liberam secreção de glândulas especializadas, que ocupam até um terço do abdômen (defesa suicida). Chave para identificação dos gêneros é encontrada em Constantino (2002a). Para o Brasil, foram registradas 16 espécies.

Nasutitermitinae. A subfamília Nasutitermitinae é o grupo dominante na América do Sul, compondo um terço da fauna brasileira, com 105 espécies registradas. Todas as espécies dessa subfamília apresentam soldados nasutos, que têm cabeça modificada para defesa química e possuem mandíbulas atrofiadas e não funcionais (Figs. 25.6, 41-43). Os hábitos alimentares e de nidificação são bastante variados. A taxonomia do gênero *Nasutitermes* Dudley foi revisada por Holmgren (1910). Chaves para espécies foram publicadas para *Atlantitermes* Fontes (Constantino & De Souza 1997) e *Cyranotermes* Araujo (Constantino 1990).



Figuras 25.44-47. Termitidae: Termitinae. Cabeça e pronoto de soldados, vd. **44**, *Amitermes amifer* Silvestri; **45**, *Dentispicotermes globicephalus* (Silvestri); **46-47**, *Dihoplotermes inusitatus* Araujo (soldado dimórfico).

Syntermitinae. Os Syntermitinae incluem 13 gêneros, dos quais 12 ocorrem no Brasil, num total de 84 espécies. Esse grupo estava até há pouco tempo incluído em Nasutitermitinae e inclui principalmente comedores de folhas da serapilheira, humívoros e intermediários. Algumas espécies constroem termiteiros epígeos grandes. Revisões taxonômicas foram feitas para *Cornitermes* Wasmann (Emerson 1952), *Labiotermes* Holmgren (Emerson & Banks 1965; Constantino *et. al.* 2006), *Procornitermes* Emerson (Cancello 1986) e *Syntermes* Holmgren (Constantino 1995). Chaves para espécies foram feitas para *Cyrilliotermes* Fontes e *Rhynchotermes* Holmgren (Fontes 1985).

Termitinae. Essa subfamília inclui 75 espécies registradas para o Brasil. Apresentam hábitos variados, sendo na maioria geófagos. A morfologia da cabeça dos soldados varia bastante (Figs. 25.44-47). As espécies do grupo *Termes-Neocapritermes* possuem soldados com mandíbulas longas que estalam, desferindo um golpe com a ponta cortante sobre inimigos. Na maioria das nossas espécies, a defesa química é pouco desenvolvida, mas os soldados de *Orthognathotermes* Holmgren e *Dentispicotermes* Emerson produzem uma secreção defensiva da glândula salivar. Revisões taxonômicas foram feitas para *Amitermes* Silvestri (Light 1932), *Neocapritermes* Holmgren (Krishna & Araujo 1968), *Cylindrotermes* Holmgren (Rocha & Cancello 2007) e *Orthognathotermes* Holmgren (Rocha & Cancello 2009).

Agradecimentos. O autor recebeu suporte financeiro do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq (processo 307605/2007-8). As figuras 25.4-13 e 25.30-47 foram publicadas previamente em Zootaxa 67 (Constantino 2002a); conforme os termos da transferência de *copyright*, as figuras podem ser reutilizadas, desde que mencionado no texto.

Referências bibliográficas

Abe, T.; D.E. Bignell & M. Higashi (eds.) 2000. **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Ahmad, M. 1950. The phylogeny of termite genera based on imago-worker mandibles. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 95(2): 40-95.

Araujo, R.L. 1970. Termites of the Neotropical Region, p. 527-576. *In*: K. Krishna & F.M. Weesner (eds.). **Biology of Termites**. New York, Academic Press, Vol. 2., 643 p.

Araujo, R.L. 1977. **Catálogo dos Isoptera do Novo Mundo**. Rio de Janeiro, Academia Brasileira de Ciências, 92 p.

Bacchus, S. 1987. A taxonomic and biometric study of the genus *Cryptotermes* (Isoptera: Kalotermitidae). **Tropical Pest Bulletin** 7: 1-91.

Berti-Filho, E. & L.R. Fontes. 1995. **Aspectos atuais da biologia e controle de cupins**. Piracicaba, FEALQ, 183 p.

Breznak, J.A. 2000. Ecology of prokaryotic microbes in the guts of wood- and litter-feeding termites, p. 209-231. *In*: T. Abe; D.E. Bignell & M. Higashi (eds.). **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Cancello, E.M. 1986. Revisão de *Procornitermes* Emerson (Isoptera, Termitidae, Nasutitermitinae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 36(19): 189-236.

Cancello, E.M. & O.F.F. De Souza. 2005. A new species of *Glossotermes* (Isoptera): reappraisal of the generic status with transfer from the Rhinotermitidae to the Serritermitidae. **Sociobiology** 45(1): 51-72.

Constantino, R. 1990. Notes on *Cyranotermes* Araujo, with description of a new species (Isoptera, Termitidae, Nasutitermitinae). **Goeldiana Zoologia** 2: 1-11.

Constantino, R. 1995. Revision of the neotropical termite genus *Syntermes* Holmgren (Isoptera: Termitidae). **The University of Kansas Science Bulletin** 55: 455-518.

Constantino, R. 1998. Catalog of the living termites of the New World (Insecta: Isoptera). **Arquivos de Zoologia** 35(2): 135-231.

Constantino, R. 1999. Chave ilustrada para a identificação dos gêneros de cupins (Insecta: Isoptera) que ocorrem no Brasil. **Papéis Avulsos de Zoologia** 40(25): 387-448.

Constantino, R. 2001a. Key to the soldiers of South American *Heterotermes* with a new species from Brazil (Isoptera: Rhinotermitidae). **Insect Systematics and Evolution** 31: 463-472.

Constantino, R. 2002a. An illustrated key to Neotropical termite genera (Insecta: Isoptera) based primarily on soldiers. **Zootaxa** 67: 1-40.

Constantino, R. 2002b. The pest termites of South America: taxonomy, distribution and status. **Journal of Applied Entomology** 126: 355-365.

Constantino, R. & O.F.F. DeSouza. 1997. Key to the soldiers of *Atlantitermes* Fontes, 1979, with a new species from Brazil (Isoptera: Termitidae: Nasutitermitinae). **Tropical Zoology** 10: 205-213.

Constantino, R.; A. N. Acioli; K. Schmidt; C. Cuezzo; S.H.C. Carvalho & A. Vasconcellos. 2006. A taxonomic revision of the Neotropical termite genera *Labiotermes* Holmgren and *Paracornitermes* Emerson (Isoptera: Termitidae: Nasutitermitinae). **Zootaxa** 1340: 1-44.

Costa-Leonardo, A.M. 2002. **Cupins-praga: Morfologia, biologia e controle**. Rio Claro, Divisa Editora, 128 p.

Donovan, S.E.; D.T. Jones; W.A. Sands & P. E. Eggleton 2000. Morphological phylogenetics of termites. **Biological Journal of the Linnean Society** 70: 467-513.

Emerson, A.E. 1952. The neotropical genera *Procornitermes* and *Cornitermes* (Isoptera, Termitidae). **Bulletin of the American**

Museum of Natural History 99(8): 475-540.

Emerson, A.E. 1955. Geographical origins and dispersions of termite genera. **Fieldiana: Zoology** 37: 465-521.

Emerson, A.E. & F.A. Banks 1965. The neotropical genus *Labiotermes* (Holmgren): its phylogeny, distribution and ecology (Isoptera, Termitidae, Nasutitermitinae). **American Museum Novitates** 2208: 1-33.

Emerson, A.E. & K. Krishna 1975. The termite family Serritermitidae (Isoptera). **American Museum Novitates** 2570: 1-31.

Ernst, E. & R.L. Araujo 1986. **A Bibliography of the Termite Literature 1966-1978**. Chichester, John Wiley & Sons, 903 p.

Fontes, L.R. 1985. New genera and new species of Nasutitermitinae from the Neotropical region (Isoptera, Termitidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 3(1): 7-25.

Fontes, L.R. & E. Berti Filho. 1998. **Cupins - o desafio do conhecimento**. Piracicaba, FEALQ, 512 p.

Grassé, P.P. 1984. **Termitologia.** Tome 2. Fondation des societes. Construction. Paris, New York etc, Masson, x + 613 p.

Grassé, P.P. 1986. **Termitologia**. Tome 3. Comportement, Socialité, Écologie, Évolution, Systématique. Paris, New York etc, Masson, xii + 715 p.

Higashi, M.; N. Yamamura & T. Abe. 2000. Theories on the sociality of termites, 169-187. *In*: Abe, T.; M. Higashi & D.E. Bignell (eds.) **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, 466 p.

Holmgren, N. 1910. Versuch einer Monographie der amerikanische *Eutermes* - Arten. **Jahrbuch der Hamburgischen Wissenschaftlichen Anstalten** 27(2): 171-325.

Inward, D. J.; A. P. Vogler & P.E. Eggleton. 2007. A comprehensive phylogenetic analysis of termites (Isoptera) illuminates key aspects of their evolutionary biology. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 44: 953-967.

Kambhampati, S. & P.E. Eggleton 2000. Taxonomy and phylogeny of termites, p. 1-23. *In*: T. Abe; D. E. Bignell & M. Higashi (eds.). **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Krishna, K. 1961. A generic revision and phylogenetic study of the family Kalotermitidae (Isoptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 122(4): 303-408.

Krishna, K. 1970. Taxonomy, phylogeny, and distribution of termites, p. 127-152. *In*: K. Krishna & F. Weesner (eds.). **Biology of Termites**. New York, Academic Press, Vol. 2. 643 p.

Krishna, K. & R.L. Araujo 1968. A revision of the neotropical genus *Neocapritermes* (Isoptera, Termitidae, Termitinae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 138: 84-138.

Krishna, K. & F. Weesner (eds.) 1969. **Biology of Termites**. Vol. 1. New York, Academic Press, 598 p.

Krishna, K. & F. Weesner (eds.) 1970. **Biology of Termites**. Vol. 2. New York, Academic Press, 643 p.

Light, S.F. 1932. Contribution toward a revision of the American species of *Amitermes* Silvestri. **University of California Publications in Entomology** 5(17): 355-414.

Nalepa, C.A. & Bandi, C. 2000 . Characterizing the ancestors: Paedomorphosis and termite evolution, 53-75. *In*: Abe, T.; M. Higashi & D.E. Bignell (eds.) **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, 466 p.

Noirot, C. & J.P.E.C. Darlington 2000. Termite nests: Architeture, regulation and defence, p. 121-139. *In*: T. Abe; D.E. Bignell & M. Higashi (eds.). **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology.** Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Rocha, M. M. & E. M. Cancello. 2007. Estudo taxonômico de *Cylindrotermes* Holmgren (Isoptera, Termitidae Termitinae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 47(10): 137-152.

Rocha, M. M. & E. M. Cancello. 2009. Revision of the Neotropical termite genus *Orthognathotermes* Holmgren (Isoptera: Termitidae: Termitinae). **Zootaxa** 2280: 1-26.

Snyder, T.E. 1949. Catalog of the termites (Isoptera) of the World. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 112: 1-490.

Su, N.Y. & R.H. Scheffrahn 2000. Termites as pests of buildings, p. 437-453. *In:* T. Abe; D.E. Bignell & M. Higashi (eds.). **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Thorne, B.L. & J.M. Carpenter 1992. Phylogeny of the Dictyoptera. **Systematic Entomology** 17(3): 253-268.

Thorne, B.L.; D.A. Grimaldi & K. Krishna 2000. Early fossil history of the termites, p. 77-93. *In*: T. Abe; D.E. Bignell & M. Higashi (eds.). **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology.** Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xxii + 466 p.

Capítulo 26

MANTODEA

Paulo S. Terra
Antonio A. Agudelo

Mantoididae: *Mantoida* sp.

Mantidae: *Stagmatoptera binotata* (com ooteca)

Thespidae: *Hagiomantis* sp.

Acanthopidae, *Acanthops* sp.

MANTODEA Burmeister, 1838

Paulo S. Terra
Antonio A. Agudelo

Mantodea: do grego *mantis* = profeta. Refere-se a crenças antigas de que esses insetos tinham poderes proféticos e conseguiam indicar a localização de objetos, animais ou pessoas perdidas na floresta, alem das pernas anteriores, que lembram mãos humanas postas em oração.

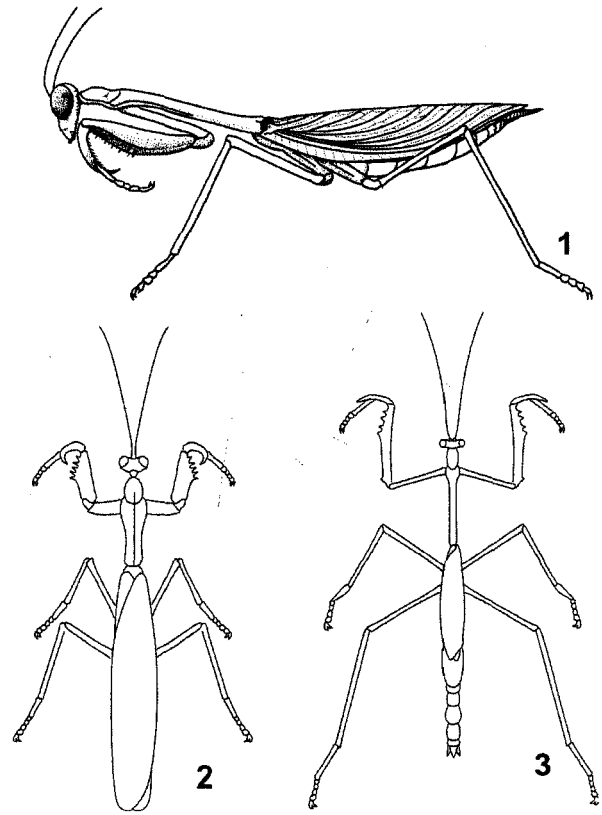
Diagnose. Insetos hemimetábolos, predadores, terrestres, variando de 8 a 170 mm de comprimento. Cabeça móvel. Antena multiarticulada, geralmente filiforme. Pós-clípeo bem definido. Aparelho bucal com mandíbulas forte. Protórax alongado. Perna anterior raptorial, com coxa longa e fêmur e tíbia com espinhos alinhados nas margens externa e interna; fêmur anterior com área de cerdas na parte posterior interna. Tarsos pentâmeros. Asa anterior, denominada tégmina, mais esclerosada e mais estreita que a asa posterior, esta membranosa. Asas reduzidas ou ausentes em algumas fêmeas. Metatórax com órgão auditivo na maioria das espécies. Cerco multiarticulado. Genitália masculina assimétrica. Ovos em ooteca.

Introdução. Os mantódeos são conhecidos popularmente como louva-a-deus (ou louva-deus), põe-mesa (ou ponhamesa), pai-de-cobra, bendito e cavalinho-de-nosso-senhor (Lenko & Papavero 1996). Não são raros, mas, face a baixa densidade populacional e grande capacidade de camuflagem, não são vistos com frequência pelo observador comum.

São predadores encontrados em quase todo o mundo, mas a maioria ocorre nas regiões tropicais. No mundo, foram descritas 2.401 espécies/subespécies (Ehrmann 2002) e no Brasil, 273 espécies (Agudelo *et al.* 2007). Estima-se a existência de cerca de 3.500 espécies no mundo e 700 no Brasil.

Corpo geralmente alongado (Figs. 26.1-3) a muito alongado e estreito (baciliforme), chegando a mais de 140 mm de comprimento em alguns espécimes da região Neotropical; As formas baciliformes podem ser confundidas com bichos-pau (Phasmatodea) pelo observador pouco experiente. Espécimes pequenos podem ser confundidos com grilos. Os machos são menores que as fêmeas, em alguns casos menos da metade do comprimento da fêmea. Os mantódeos adultos têm grande variedade de formas, que incluem vários tipos de camuflagens com galhos e com folhas vivas e mortas e outras a gemas foliares. Há ninfas que mimetizam formigas. O comportamento no grupo é complexo, parecendo haver grande capacidade de memorização e de aprendizagem. O comportamento de corte difere entre algumas espécies tropicais. A maioria das espécies possui cabeça com acentuada mobilidade, o que os fazem ser os únicos insetos hipognatos capazes de olhar para trás em posição prognata.

Os registros fósseis indicam a presença da ordem no Cretáceo, como acontece com os cupins (Grimaldi 1997).



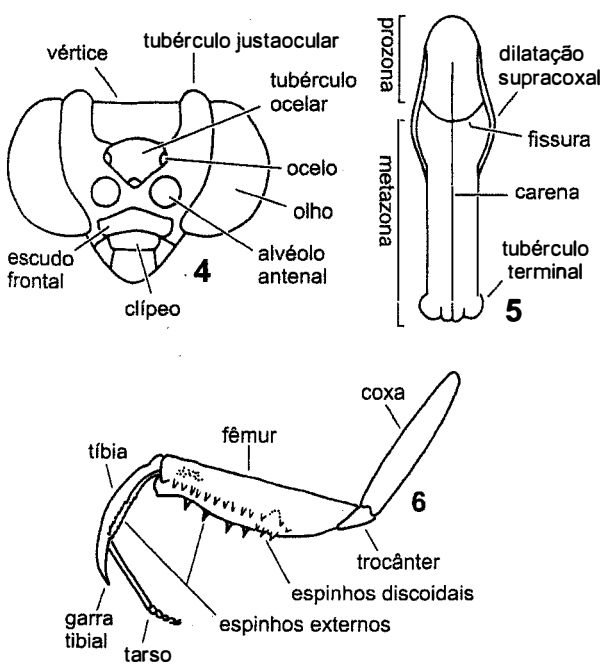
Figuras 26.1-3. Mantodea adulto. **1**, vista lateral; **2-3** vista dorsal; **3**, forma braquíptera.

Estima-se que a origem do grupo é anterior ao Cretáceo (Grimaldi 2003), provavelmente surgindo no final do Carbonífero (Béthoux & Wieland 2009).

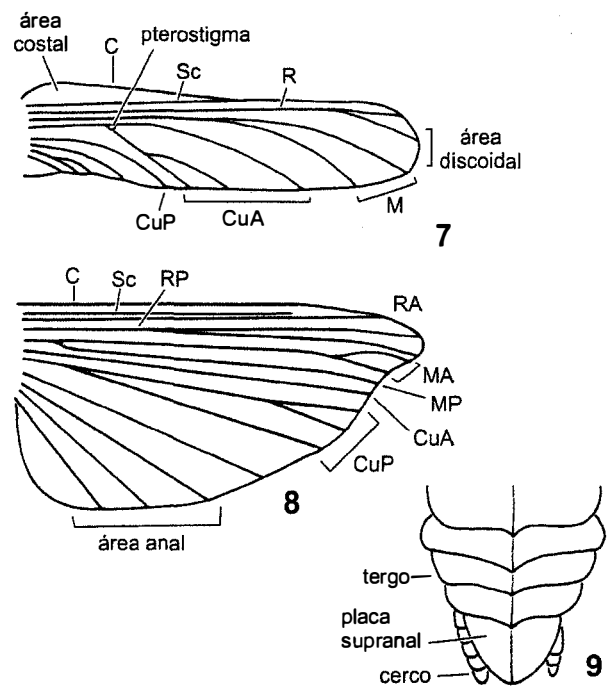
Na internet o sítio Earth-Life Web Productions (2005) fornece informações gerais, atualizações, lista de gêneros, chaves e outros. Uma lista completa das referências bibliográficas sobre a ordem foi publicada por Ehrmann (2005). Uma lista das espécies mundiais foi publicada por Otte & Spearmann (2005) e uma lista das espécies neotropicais, com informações sobre a distribuição no Brasil, foi publicada por Agudelo *et al.* (2007).

Morfologia (adultos). Cabeça, em vista frontal (Fig. 26.4), normalmente subtriangular; mais raramente, pentagonal. Vértice geralmente mais alto que o olho, geralmente com pequena elevação arredondada próxima ao olho, chamada de tubérculo justaocular. Olho composto grande, bem desenvolvido, com frequência globoso, mais raramente cônico. Tubérculo ocelar com três ocelos. Há grupos com diferentes projeções cefálicas, restritas ao tubérculo ocelar ou espalhadas por toda a cabeça. Antena longa, geralmente filiforme, às vezes pectinada. Abaixo do alvéolo antenal está o escudo frontal, muito usado na identificação de gêneros e de espécies. Tórax com protórax alongado. Pronoto (Fig. 26.5) com uma carena longitudinal, dividido em duas áreas: prozona, mais próxima da cabeça e metazona, separadas por uma fina depressão chamada fissura. Porção basal da metazona larga, denominada dilatação supracoxal. Porção terminal da metazona, em posição mediana, com uma elevação chamada de tubérculo terminal. Disco do pronoto geralmente liso, às vezes coberto de projeções variadas quanto à forma, número e posição. Pronoto às vezes com bordas laterais expandidas, ocasionalmente com formas romboides ou pentagonais. Perna anterior raptorial (Fig. 26.6). Coxa sem ou com espinhos, neste último caso geralmente na borda anterior e, às vezes, na posterior. Fêmur geralmente triangular, com três fileiras de espinhos: externa, interna e intermediária, esta última composta pelos espinhos discoidais. Face interna do fêmur com um conjunto de cerdas denominado escova, utilizado para limpar a cabeça, e, na metade basal, uma depressão chamada canaleta da garra. Tíbia com duas fileiras de espinhos, interna e externa, e a garra tibial no ápice (exceto nas espécies da familia Chaeteessidae). Perna média e posterior ambulatoriais, sem variações morfológicas que mereçam comentários especiais, exceto o fato de que algumas espécies têm lobos no fêmur e na tíbia ou somente no fêmur. Asa anterior (Fig. 26.7) denominada tégmina e a posterior, de asa membranosa ou simplesmente asa (Fig. 26.8). Ambas podem variar de hialinas a intensamente coloridas, e ocasionalmente as tégminas com forma e aparência de folhas secas. Muitas espécies com fêmeas braquípteras, ápteras ou somente com as tégminas; o macho sempre com asas desenvolvidas. Tégmina com pterostigma próximo à base, de forma aproximadamente elíptica. Abdômen cilíndrico, normalmente liso, às vezes com expansões; termina com uma placa supra-anal, triangular ou linguiforme abaixo da qual estão dois cercos que podem ser cilíndricos ou laminares (Fig. 26.9). Os cercos provavelmente têm função mecânica na percepção de fluxo de ar gerado por morcegos em busca da presa (Triblehorn & Yager 2006).

Imaturos. Os ovos são colocados em estruturas complexas, as ootecas, de forma típica para cada grupo. As ootecas contêm número variável de ovos e são depositadas na vegetação. Fêmeas de espécies de grande porte elaboram ootecas com até uma centena de ovos. Logo após a emergência, as pré-ninfas das espécies conhecidas ficam penduradas por um fio onde



Figuras 26.4-6. Morfologia. **4**, cabeça, vf; **5**, pronoto, vd; **6**, perna anterior.



Figuras 26.7-9. Morfologia. **7**, tégmina (asa anterior); **8**, asa posterior; **9**, ápice do abdômen, vd.

imediatamente faz a primeira muda para a ninfa verdadeira. Isso não acontece com os jovens que nascem de ootecas colocadas no chão. Os jovens assemelham-se aos adultos, exceto por não terem asas. Tornam-se caçadores poucos dias depois do nascimento. O número de ínstares varia entre cinco e sete. As ninfas têm número menor de espinhos, tanto nos fêmures quanto nas tíbias das pernas raptoriais.

Biologia. Os louva-a-deus são predadores solitários. Sua alimentação constitui-se principalmente de presas vivas apreendidas com as pernas anteriores e devoradas imediatamente. As presas são caçadas ativamente ou passivamente; neste último caso, os espécimes aguardam a presa ocultos na vegetação, para o que muito contribui a coloração de camuflagem e, em alguns casos, o corpo baciliforme. Alimentam-se predominantemente de insetos, mas algumas espécies de grande porte às vezes incluem pequenos vertebrados em sua dieta.

Têm visão tridimensional ou binocular (Maldonado *et al.* 1970; Kral 1999), o que permite manejar melhor o espaço e a distância das presas. Sua atenção é despertada pelo movimento das presas. A presa é selecionada de acordo com o tamanho do corpo e tem por base uma relação proporcional com o fêmur da perna raptorial. Presas muito pequenas geralmente são desprezadas. Têm excelente memória e as presas com características desagradáveis passam a ser evitadas após experiência de alimentação mal sucedida. Discute-se se o louva-a-deus começa a devorar sua presa pela cabeça, mas há algumas evidências que ele de fato busca fazê-lo, pois isso parece tornar menor o dispêndio de energia envolvido na apreensão, visto que a presa decapitada se debate por menos tempo.

A camuflagem é o principal recurso de proteção contra os predadores: em geral são castanhos ou verdes e, assim, confundem-se de uma ou de outra maneira com a vegetação. Ninfas de algumas espécies têm aspecto de formigas. Os espécimes com expansões corpóreas parecem, com isso, confundir os predadores, mostrando formas pouco usuais que parecem não reconhecer como insetos e, portanto, não atacam. Também possuem formas de defesa ativa, que incluem os comportamentos de correr, saltar ou voar. Espécies maiores exibem posturas de intimidação, que consistem em abrir rapidamente as tégminas e as asas e expandir lateralmente as pernas anteriores. Algumas têm manchas coloridas nas pernas, na parte ventral do pronoto e nas asas assemelhando-se aos olhos de um animal maior que parecem ampliar o efeito desse comportamento de intimidação nos predadores. Podem também golpear vigorosamente o inimigo ou as presas rejeitadas com as pernas anteriores.

Há quase um mito envolvendo os louva-a-deus, que afirma que a fêmea devora o macho durante o acasalamento (Prete & Wolfe 1992). Tal comportamento, denominado de canibalismo sexual ou androfagia, já foi observado em muitas espécies. Não há, contudo, registro indiscutível de androfagia em condições naturais nas espécies que habitam os trópicos, mas tão-somente nas que vivem em regiões temperadas. Nunca se observou androfagia na espécie neotropical que teve seu comportamento sexual mais estudado, *Cardioptera brachyptera* Burmeister (Mantidae, Photinainae) (Terra 1996, como Vatidae). Essa espécie exibe elaborado comportamento de corte, em que o macho executa movimentos abdominais e alares à medida que se aproxima frontalmente da fêmea. Parece evidente que o macho de *C. brachyptera* corre o risco de ser capturado pela fêmea e isso o faz aproximar-se da parceira de modo que ela perceba, por meio dos sinais emitidos, que um macho da mesma espécie está se aproximando e não uma presa ou um predador. Após a cópula o macho realiza um voo curto que parece ter como única finalidade colocá-lo a distância segura, longe do campo de ação da fêmea. Pode-se pensar que a androfagia é desvantajosa nas espécies das regiões tropicais, onde não há período reprodutivo definido, mas é benéfico nas espécies das regiões temperadas, onde os louva-a-deus passam o inverno na fase de ovo e se reproduzem no final do outono. Nessas condições, a androfagia daria à fêmea um suplemento alimentar que aumentaria sua eficiência reprodutiva, visto que o número de ovos é proporcional ao estado nutricional da fêmea. O macho que se deixou capturar aumentaria, assim, significativamente sua prole. No caso dos louva-a-deus tropicais, essa vantagem não existiria e não haveria benefício para o macho em deixar-se abater pela fêmea, visto que ele aumentaria mais eficientemente seu sucesso reprodutivo procurando uma nova parceira (Terra 1996).

Não obstante serem insetos solitários, alguns possuem comportamento subsocial. Frequentemente as fêmeas elaboram suas ootecas e as abandonam. Em algumas espécies, todavia, a fêmea permanece ao lado da ooteca, ou sobre ela, durante todo o período de incubação dos ovos e por mais alguns dias depois do nascimento das ninfas, que também permanecem nas proximidades da ooteca e da mãe. Esse comportamento parece proteger a ooteca do ataque de micro-himenópteros parasitoides, que talvez sejam os maiores inimigos naturais no período de desenvolvimento embrionários (Terra 1992).

Os louva-a-deus são predados por aranhas, lagartos, aves e morcegos. Estes últimos são predadores de machos que voam durante a noite. Muitos louva-a-deus em voo conseguem escapar do ataque de morcegos ao perceberem as frequências de ultrassom emitidas pelo predador. A presença de um órgão sensível ao ultrassom nos Mantodea foi descoberta por Yager & Hoy (1986) depois de estudar a região metatorácica. Nessa região alguns anatomistas indicavam um local de ligação muscular complexa (Yager 1999). A audição nos Mantodea é mais sensível ao ultrassom na frequência entre 25 e 50 khz; algumas espécies podem ser sensíveis até 10 khz. Uma característica desse sistema auditivo é a velocidade em que se dá a transmissão do órgão auditivo até o cérebro, entre 8 a 10 ms. Essa supercondutividade é ideal para reações imediatas.

Classificação. A subdivisão taxonômica de Mantodea é ainda objeto de grande controvérsia. Após longo período em que foi tratada como uma família de Orthoptera (Mantidae) vem-se consolidando a ideia de que o grupo merece o *status* de ordem e que a sua grande diversidade de formas tem de ser reunida em um conjunto de famílias. A classificação de Beier (1964, 1968) dividiu a ordem em oito famílias. Aqui é dividida em 17 famílias, seis das quais se encontram na região Neotropical

Essa classificação é uma modificação do sistema proposto por Beier (1964), com alguns elementos da classificação sugerida por Chopard (1949) (cf. Terra 1989) e por algumas famílias adicionadas por Roy (1999). A classificação em nível de família parece incluir vários grupos não naturais (Roy 1999), o que é confirmado pelos primeiros estudos filogenéticos feitos por Klass (1997), Grimaldi (2003) e Svenson & Whiting (2004, 2009).

Segue-se a referida classificação. Entre parênteses, aponta-se o número de espécies conhecidas para o Brasil, segundo Terra (1995), Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007). Famílias sem indicação não têm representantes na fauna brasileira.

1. Chaeteessidae (4)
2. Mantoididae (7)
   - Metallyticidae
   - Amorphoscellidae
   - Eremiaphilidae
3. Acanthopidae (37)
   - Hymenopodidae
   - Orthoderidae
   - Deroplatidae
4. Liturgusidae (15)
5. Mantidae (134)
   - Toxoderidae
6. Thespidae (76)
   - Empusidae
   - Iridopterygidae
   - Tarachodidae
   - Sybillidae

Relações filogenéticas. As relações filogenéticas internas de Mantodea começaram a ser estudadas recentemente e ainda não estão bem esclarecidas. O estudo da genitália masculina em alguns grupos de Mantodea e Blattaria posicionou a família Chaeteessidae como a mais basal e Metallyticidae divergindo logo em seguida (Klass 1997; Roy 1999). O trabalho de Svenson & Whiting (2004, 2009), com dados moleculares, mas excluindo algumas famílias consideradas mais basais, como Chaeteessidae, revelou que várias famílias e subfamílias consideradas nas classificações atuais são parafiléticas. Na topologia de Svenson & Whiting (2009) as famílias mais basais são Chaeteessidae e Mantoididae. O estudo ajuda a confirmar que os louva-a-deus que exibem as características mais primitivas se encontram na região Neotropical, bem como evidencia que o alongamento do corpo ocorre independentemente em várias linhagens, conforme postulado por Terra (1989). Nenhuma topologia é apresentada nesse capítulo face os resultados ainda preliminares.

Em várias famílias consideradas tradicionalmente há uma tendência comum para o aumento geral do comprimento do corpo, acompanhado do seu afilamento. As espécies baciliformes resultantes ocorrem em várias famílias separadas filogeneticamente. O aumento do comprimento e de adelgaçamento da forma acompanha-se, nas fêmeas, de redução do comprimento relativo das asas. É comum em vários grupos a existência de espécies com clados de espécies com fêmea braquíptera na região Neotropical. Nessas modificações, é de notar-se a mudança na morfologia do fêmur da perna anterior, que passa do desenho triangular típico para uma forma quase retangular. Deve-se ressaltar que a garra tibial parece ser uma estrutura indispensável no mecanismo de apreensão dos louva-a-deus, visto que ela não existe somente em um gênero Neotropical, *Chaeteessa* Burmeister. Os espinhos dos fêmures e tíbias tendem a diminuir de tamanho e há até redução numérica.

Importância. São praticamente sem importância econômica por serem pouco abundantes nos ambientes em que vivem. São meros coadjuvantes do elenco de predadores que compõem o sistema natural de regulação de pragas. Não há estudos pormenorizados que avaliem a capacidade de predação dos mantódeos nos ambientes de interesse econômico.

Coleta e fixação. O método mais eficiente de coletar ninfas e adultos é o guarda-chuva entomológico (ou pano de bater). A catação direta é o método mais adequado para a obtenção de alguns espécimes sobre troncos de árvores, por exemplo, os liturgusídeos. A rede entomológica é útil em alguns casos. Como as populações são pequenas, a eficiência desses métodos não é das mais altas.

A armadilha luminosa captura principalmente machos e, ainda assim, não de todas as espécies. Fêmeas adultas podem ser mantidas no campo engaioladas para atrair machos, permitindo estudar o comportamento sexual.

A conservação dos adultos faz-se tanto a seco quanto em álcool 70%. No álcool, os espécimes de coloração verde perdem a cor. Na conservação a seco, a inserção do alfinete deve ser entre as bases das tégminas. Convém tomar o cuidado de não deixar as tíbias e fêmures anteriores justapostos, pois o exame dos espinhos dessas peças é de extrema importância para as determinações taxonômicas. É conveniente também distender tégminas e asas dos machos (pelo menos de alguns exemplares). As ninfas devem ser mantidas em álcool 70%.

As exúvias devem ser guardadas individualmente em envelopes entomológicos, preferencialmente de celofane incolor, ou em frascos de vidro. Não convém alfinetá-las ou colá-las em triângulos.

Criação. Os louva-a-deus são mantidos em cativeiro com relativa facilidade. Em geral, basta dispor de recipientes de vidro ou de plástico para usá-los como criatórios individuais, nos quais deve ser colocado um ou mais gravetos inclinados que servirão de poleiros para os espécimes. Os exemplares cativos devem ser mantidos isolados para que não haja canibalismo. O tamanho do recipiente deve permitir a movimentação do espécime, mas não deve ser muito grande, para facilitar a captura das presas. Um copo comum de 200 ml abriga adequadamente um mantódeo de 2 cm de comprimento.

A alimentação dos louva-a-deus cativos pode ser feita com colêmbolos, drosófilas, moscas domésticas e pequenos grilos. Outras presas podem ser usadas na alimentação dos mantódeos. Devem ser evitadas, no entanto, pulgões, vespas, formigas, borboletas e mariposas, que são habitualmente recusadas após a primeira experiência por causa do sabor

desagradável que eles parecem ter. As presas devem ser jogadas no frasco-criatório. Os exemplares usados para alimento não devem ter comprimento muito maior do que a metade do comprimento do fêmur do louva-a-deus. Convém verificar se a movimentação das presas nos criatórios não está perturbando o mantódeo. Se o louva-a-deus está bem alimentado, ele tende a ficar imóvel no poleiro. O volume do abdômen indica também ao criador experiente se o exemplar está adequadamente nutrido ou não.

Os louva-a-deus não bebem água. Parece que as ninfas recém-nascidas necessitam de água apenas imediatamente após o nascimento.

Chave para as famílias neotropicais (adaptada de Terra 1995; Agudelo 2004)

Esta chave aplica-se também às ninfas, o que deve ser feito considerando as diferenças em relação aos adultos, sobretudo quanto à estrutura das pernas raptoriais. As chaves para espécies de Giglio-Tos (1927) ainda podem ser usadas, considerando, todavia, que a fauna neotropical deva passar por rigorosa e urgente revisão em nível de espécie.

1. Tíbia anterior sem garra tibial (Figs. 26.12-13). Coloração geral castanha. Metazona do pronoto pouco mais longa do que a prozona (Fig. 26.11). Comprimento do corpo em torno de 2 cm. Fêmea alada ..... **1. Chaeteessidae**

— Tíbia anterior com garra tibial (Figs. 26.6, 22). Coloração geral castanha ou verde. Metazona do pronoto variando de pouco mais longa do que a prozona (Fig. 26.17) a várias vezes mais longa (Figs. 26.19, 34). Comprimento do corpo de 0,8 a 13 cm. Fêmea alada, braquíptera ou áptera **2**

2(1). Cabeça em vista dorsal (Fig. 26.14) quase tão longa e larga quanto o pronoto. Coloração geral castanha. Metazona do pronoto pouco mais longa do que a prozona. Comprimento do corpo em torno de 0,8 a 1,9 cm. Fêmea alada .... **2. Mantoididae**

— Cabeça muito mais curta do que o pronoto. Coloração geral castanha ou verde. Metazona do pronoto de pouco mais longa do que a prozona a várias vezes mais longa. Comprimento do corpo de 1 a 13 cm. Fêmea alada, braquíptera ou áptera ... **3**

3(2). Tíbia anterior com 13 a 30 espinhos externos, geralmente inclinados e aproximados entre si, em forma de serra (às vezes somente os basais serreados). Características corporais diversas, nunca com corpo baciliforme; algumas espécies miméticas de folhas mortas. Fêmea alada ... **3. Acanthopidae**

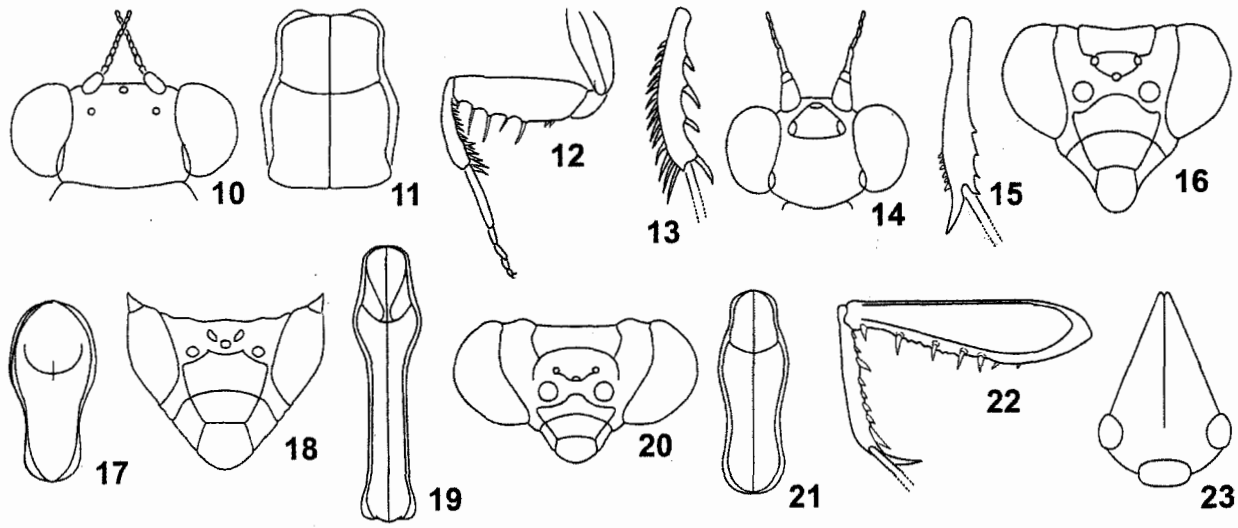
— Tíbia anterior nunca com mais de 15 espinhos externos, separados e eretos (Figs. 26.22, 33). Características corporais muito variadas, algumas espécies muito grandes (comprimento entre 8 e 13 cm); algumas espécies baciliformes; nunca miméticas de folhas mortas. Fêmea alada, braquíptera ou áptera **4**

4(3). Fêmur anterior com espinhos externos longos, um tanto curvos. Espinhos discoidais dispostos em zig-zag (exceto *Gonatista*, que não ocorre no Brasil). Geralmente homócromos com líquens. Corpo nunca baciliforme. Fêmea alada .... **4. Liturgusidae**

— Fêmur anterior com espinhos externos curtos e eretos. Espinhos discoidais não dispostos en zig-zag. Coloração geral castanha ou verde; raramente em homocromia com líquens. Corpo às vezes baciliforme. Fêmea alada, braquíptera ou áptera **5**

5(4). Quando metazona igual ou mais comprida que a coxa anterior, tíbia anterior com 5-6 espinhos externos, cercos não foliaceos; quando metazona mais curta que a coxa anterior, tíbia anterior com no máximo seis espinhos externos, raramente oito ou dez. Comprimento do corpo entre 1,5 e 6 cm. Algumas espécies baciliformes. Fêmea áptera ..... **6. Thespidae**

— Metazona geralmente mais comprida que a coxa anterior. Tíbia anterior com no mínimo nove espinhos externos; quando ocorrem cinco os espécimes são baciliformes, geralmente com cercos foliáceos e as fêmeas braquípteras. Eventualmente com expansões dorsais na cabeça (Figs. 26.23, 24), nas pernas (Figs 25, 26) ou no pronoto (Fig.



Figuras 26.10-23. Cabeça vf, pronoto vd e perna vl. **10-13**, *Chaeteessa filata* Burmeister, Chaeteessidae, fêmea: **10**, cabeça; **11**, pronoto; **12**, perna anterior; **13**, tíbia anterior. **14-15**, *Mantoida brunneriana* (Saussare), Mantoididae, macho: **14**, cabeça; **15**, tíbia. **16-17**, *Acontista concinna* (Perty), Acanthopidae, macho: **16**, cabeça; **17**, pronoto. **18-19**, *Acanthops falcataria* (Goeze), Acanthopidae, macho: **18**, cabeça; **19**, pronoto. **20-22**, *Liturgusa annulipes* (Serville), Liturgusidae, macho: **20**, cabeça; **21**, pronoto; **22**, fêmur e tíbia anterior. **23**, tubérculo ocelar de *Vates biplagiata* Sjöstedt, Vatidae, macho.

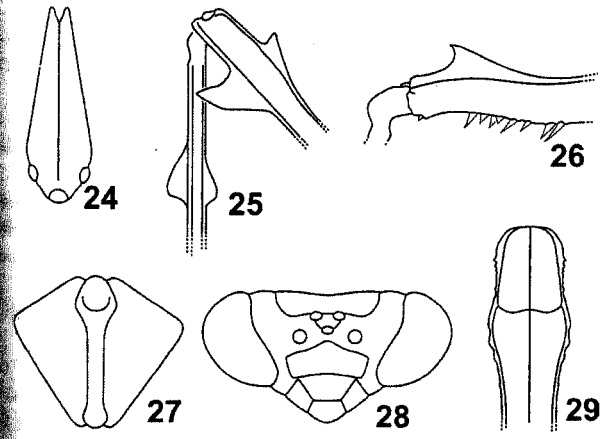
26.27). Comprimento do corpo raramente menor que 4 cm. Fêmea alada, às vezes com tégmina diminuta ou asa posterior ausente ..... **5. Mantidae**

1. Chaeteessidae. São os únicos de toda a fauna mundial com as pernas raptoriais desprovidas de garra tibial, uma característica primitiva, e com espinhos das pernas raptoriais muito mais finos e longos (Figs. 26.12, 13) do que nos demais louva-a-deus. Cabeça (Fig. 26.10) robusta, quase sem movimentos laterais. São castanhos, comprimidos dorso-ventralmente e robustos. Machos e fêmeas muito semelhantes. O observador comum pode confundi-los com pequenos grilos. A família tem só um gênero, *Chaeteessa* Burmeister, restrito à região Neotropical, com a maioria das espécies ocorrendo no Brasil, principalmente na Amazônia, embora uma delas possa ser encontrada na Bahia. As espécies foram listadas por Terra (1995), Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007).

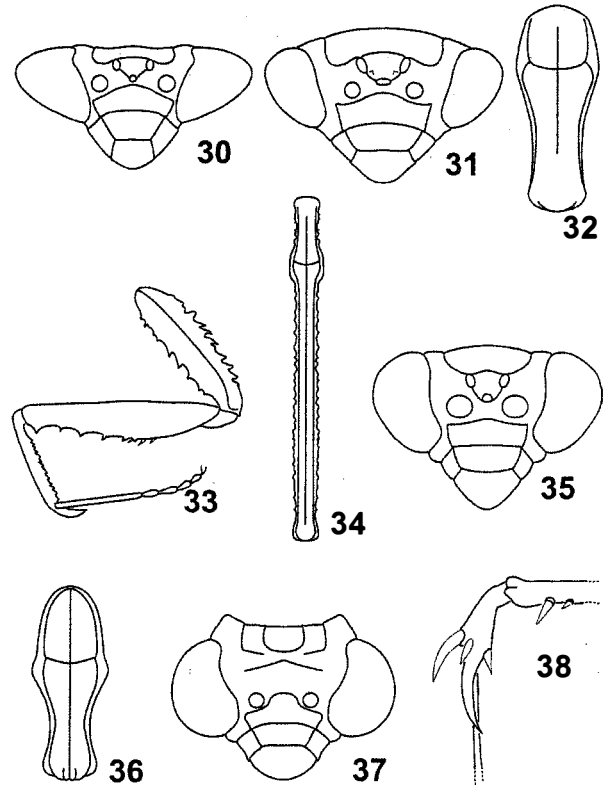
2. Mantoididae. Assemelham-se aos Chaeteessidae em algumas plesiomorfias. Possuem, no entanto, garra tibial e espinhos pequenos e curtos na tíbia anterior (Fig. 26.15), o que dá a essa peça anatômica a forma geral encontrada em Mantodea. Cabeça robusta (Fig. 26.14), mais móvel que a dos quetessídeos. São castanhos e pequenos, não mais que 2 cm de comprimento. Machos e fêmeas com poucas diferenças. A família tem um gênero, *Mantoida* Newman, com registros nas regiões Neártica e Neotropical. As espécies foram listadas por Terra (1995), Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007). As espécies brasileiras estão amplamente distribuídas.

3. Acanthopidae. Tem grande diversidade morfológica e ampla distribuição geográfica, presente nas regiões Oriental, Afrotropical e Neotropical. Está dividida em três subfamílias: Acontistinae (=Acontiothespinae), Acanthopinae e Stenophyllinae. Em Acontistinae, estão os louva-a-deus de coloração geral castanha ou verde, com no máximo 3 cm de comprimento. O gênero *Acontista* Saussure é relativamente comum em todo o Brasil. Geralmente têm 3 cm de comprimento, cabeça subtriangular em vista frontal (Fig. 26.16), metazona do pronoto pouco mais longa que a prozona (Fig. 26.17), de coloração verde. Fêmeas com tégminas opacas (verdes), às vezes um pouco mais curtas que o abdômen, e asas multicoloridas. Os do gênero *Acanthops* Serville são conhecidos popularmente como "louva-a-deus-folha-morta". Têm as tégminas semelhantes a folhas secas e olhos pontiagudos, cujo ápice é constituído de uma verruga cônica (Fig. 26.18), e metazona do pronoto mais longa do que a prozona (Fig. 26.19). Chave para os gêneros neotropicais em Terra (1995). Uma lista das espécies é encontrada no mesmo trabalho, em Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007).

4. Liturgusidae. Ocorre nas regiões Afrotropical, Neártica, Australiana e Neotropical, nesta última com três gêneros da subfamília Liturgusinae *Gonatista* Saussure; *Hagiomantis* Saussure & Zehntner e *Liturgusa* Saussure (Erhmann 2002). Este último gênero é o mais comum e amplamente distribuído. Os liturgusídeos neotropicais têm coloração geral de camuflagem com liquens que recobrem troncos de árvores. Machos e fêmeas alados, com tégminas que tendem a ter o mesmo colorido do restante do corpo. Comprimento do corpo varia de 2 a 4 cm. Cabeça e pronoto como nas Figs. 26.20-21. Pernas raptoriais com espinhos muito mais longos e robustos



Figuras 26.24-29. Cabeça vf, pronoto vd e perna vl. **24-26**, *Polea lobipes* (Olivier), macho: **24**, tubérculo ocelar; **25**, parte do fêmur e tíbia média; **26**, parte distal do fêmur anterior. **27**, pronoto de *Choeradodis laticollis* Serville, Vatidae, macho; **28-29**, *Stagmatoptera precaria* (L.), Vatidae, macho: **28** cabeça; **29**, metade anterior do pronoto.



Figuras 26.30-38. Cabeça vf, pronoto vd e perna vl. **30**, cabeça de *Oxyopsis media* (Stål), macho; **31-32**. *Photinella brevis* (Rehn), macho: **31**, cabeça; **32**, pronoto. **33**, perna anterior de *Cardioptera brachyptera* Burmeister, macho; **34**, pronotode *Brunneria subaptera* Saussare, macho; **35-36**, Thespidae, *Miobantia ciliata* (Stål), macho: **35**, cabeça; **36**, pronoto. **37-38**, *Thesprotia macilenta* Saussare, macho; **37**, cabeça; **38**, parte do fêmur e tíbia anterior.

que os habitualmente exibidos pelos demais louva-a-deus (Fig. 26.22). Chave para os gêneros neotropicais em Terra (1995). Uma lista das espécies é encontrada no mesmo trabalho, em Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007).

5. Mantidae. No Brasil seus representantes foram tratados como Vatidae por Terra (1995) Tanto Mantidae como Vatidae (=Vatinae) são parafiléticos, provavelmente com base em caracteres homoplásticos. Os dois precisam ser esclarecidos com base em caracteres morfológicos e moleculares bem estabelecidos. Os resultados obtidos por Svenson & Whiting (2009) mostram convergências evolutivas e incongruências com as classificações atuais. Subfamílias como Photinainae ainda não tem relações claras e as convergências e divergências de suas espécies fazem arranjos taxonômicos confusos. Possui grande número de gêneros na região Neotropical e alguns nas regiões Afrotropical, Neártica, Paleártica e Oriental. Os mantídeos neotropicais exibem grande variedade de forma e tamanho. A maioria tem coloração geral verde, mas algumas, castanhas. Corpo entre 3 e 13 cm de comprimento. Algumas espécies são baciliformes. Fêmeas aladas ou braquípteras, nunca ápteras. São oito subfamílias na região Neotropical, sete com representantes na fauna brasileira: Angelinae, Mellierinae, Vatinae, Choeradodinae, Stagmomantinae, Stagmatopterinae e Photinainae. Alguns dos louva-a-deus mais comuns do Brasil pertencem ao gênero *Vates* Burmeister. Os vatíneos possuem projeções cefálicas associadas aos ocelos (Figs. 26.23, 24), especialmente desenvolvidas nos espécimes do gênero *Zoolea* Serville, que têm também projeções nas pernas (Figs. 26.25, 26). Os *Choeradodis* Serville são verdes e facilmente identificáveis por terem o pronoto expandido lateralmente (Fig. 26.27), com contorno pentagonal ou losangular. Em Stagmatopterinae, encontram-se os gêneros *Stagmatoptera* Burmeister (Figs. 26.28, 29) e *Parastagmatoptera* Saussure onde talvez estejam os louva-a-deus mais conhecidos dos leigos no Brasil _ são verdes, de corpo robusto, com 5 a 8 cm de comprimento. Alguns estagmatopteríneos têm olhos cônicos, como em *Pseudoxyops* Saussure & Zehntner e *Oxyopsis* Caudell (Fig. 26.30). Espécimes de *Photinella* Giglio-Tos (Figs.31, 32), *Photina* Burmeister e *Cardioptera* Burmeister (Fig. 26.33) são relativamente comuns no Brasil. Em *Brunneria* Saussure (Fig. 26.34) encontram-se espécimes baciliformes com cerca de 8 cm de comprimento. Chave para os gêneros neotropicais em Terra (1995). Uma lista das espécies é encontrada no mesmo trabalho, em Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007).

6. Thespidae. Tem grande número de espécies na região Neotropical e algumas poucas na Afrotropical e na Neártica. São geralmente castanhos, mas há algumas espécies verdes. A fêmea da maioria das espécies é áptera. Várias espécies são baciliformes. Na região Neotropical, varia muito em forma e em tamanho, agrupados em quatro subfamílias: Pseudomiopteriginae, Thespinae, Miopteryginae e Oligonicinae. São comuns as espécies oligonicíneas de corpo baciliforme do gênero *Thesprotia* Stål (Figs. 26.37, 38), que se destacam por exibir tíbias anteriores muito modificadas (Fig. 26.38) em relação ao padrão dos mantódeos, visto que são pequenas em relação ao fêmur e dotadas apenas da garra tibial e de uns poucos espinhos. Algumas espécies de miopterigíneos dos gêneros *Miobantia* Giglio-Tos (Figs. 26.35, 36) e *Musoniella* Giglio-Tos (Thespinae) são comuns em todo o Brasil. Chave para os gêneros neotropicais em Terra (1995). Uma lista das espécies é encontrada no mesmo trabalho, em Erhmann (2002) e Agudelo *et al.* (2007).

Referências bibliográficas

Agudelo,A.A. 2004. Mántidos de Colombia(Dictyoptera: Mantodea), p. 43-60. *In*: F. Fernández C.; M. Gonzalo Andrade, C. & G. D. Amat G. (eds.). **Insectos de Colombia**. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Vol. 3, 604 p.

Agudelo A.A.; F. Lombardo & L.J. Jantsch 2007. Checklist of the Neotropical mantids (Insecta, Dictyoptera, Mantodea). **Biota Colombiana** 8(2): 105-158.

Beier, M. 1964. Ordnung Mantodea Burmeister, 1838. *In*: H.G. Bronns (org.). **Klassen und Ordnung des Tierreichs,** Leipzig 5(3), Abteilung Insecta 6, Buch 5: 849-970.

Beier, M. 1968. 12. Ordnung Mantodea (Fangheuschrecken). *In*: J.-G. Helmcke, D. Starck & H. Wermuth (eds.). De Gruyter, Berlin. **Handbuch der Zoologie** 4(2) 2/12: 1-47.

Béthoux O. & F.Wieland. 2009. Evidence for Carboniferous origin of the order Mantodea (Insecta: Dictyoptera) gained from forewing morphology. **Zoological Journal of the Linnean Society** 156, 79–113.

Chopard, L. 1949. Ordre dês Dictyopteres Leach, 1818, p. 353-407. *In*: P.P. Grassé (org.). **Traité de Zoologie,** Tome IX, 1117 p.

Earth-Life Web Productions 2005. **Praying mantids (Mantodea).** <http://www.earthlife.net/insects/mantodea.html>. Acesso: 17/jul/2006.

Ehrmann, R. 2002. **Mantodea–Gottesanberinnen der Welt**. Natur und Tier-Verlag, Münster. 519 p.

Ehrmann, R. 2005. **Mantodea. Bibliographie zum Thema Mantodea**. Verlag Goecke & Evers, Keltern. 432 p.

Giglio-Tos, E. 1927. Orthoptera: Mantidae. **Das Tierreich**. Walter de Gruyter & Co., Berlin, Leipzig, 50: 707 p.

Grimaldi D. 1997. A fossil mantis (Insecta: Mantodea) in Cretaceous amber of New Jersey, with comments on the early history of the Dictyoptera. **American Museum Novitates** 3204: 1–11.

Grimaldi D. 2003. A revision of Cretaceous mantises and their relationships, including new taxa (Insecta: Dictyoptera: Mantodea). **American Museum Novitates** 3412: 1–47.

Klass, K.D. 1997. The external male genitalia and the phylogeny of Blattaria and Mantodea. **Bonner zoologische Monographien** 42: 1-341.

Kral, K. 1999. Binocular vision and distance estimation, p. 114-140. *In*: F.R. Prete, H. Wells, P. Wells & L. Hurd (eds.). **The Praying Mantids**. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, London. 362 p.

Lenko, K. & N. Papavero. 1996. **Insetos no Folclore**. Segunda edição, Ed. Pleiâde, Fapesp. São Paulo. 468 p.

Maldonado, H.; M. Benko; M. Isern 1970. A study of the role of the binocular visions in mantids to stimate long distances, using the deimatic reaction as experimental situation. **Zeitschrift für vergleichen Physiologie** 67: 72-83.

Otte, D. & L. Spearman.2005. Mantida Species File Catalog of the Mantids of the World. **Association of the Insect Diversity** 489 p.

Prete, F.R. & M.M. Wolfe 1992. Religious supplicant, seductive cannibal, or reflex machine? In search of the praying mantis. **Journal of the History of Biology** 25(1): 91–136.

Roy, R. 1999. Morphology and Taxonomy, p: 19-40. *In*: F.R. Prete; P.H. Wells & L.E. Hurd (org.). **The praying mantids**. John Hopkins University Press, Baltimore, London. 362 p.

Svenson, G.J. & M.F. Whiting 2004. Phylogeny of Mantodea based on molecular data: evolution of a charismatic predator. **Systematic Entomology** 29(3): 359-370.

Svenson, G.J. & M.F. Whiting 2009. Reconstructing the origins of praying mantises (Dictyoptera, Mantodea): the roles of Gondwanan vicariance and morphological convergence **Cladistics** 25 468–514.

Terra, P.S. 1989. **Sistemática dos gêneros de louva-a-deus da região Neotropical (Insecta, Mantodea).** Tese de doutorado. Universidade de São Paulo. 163 p.

Terra, P.S. 1992. Zelo materno em *Cardioptera brachyptera* (Mantodea, Vatidae, Photininae). **Revista Brasileira de Entomologia** 36: 493–503.

Terra, P.S. 1995. Revisão sistemática dos gêneros de louva-a-deus da região Neotropical (Mantodea). **Revista Brasileira de Entomologia** 39(1): 13–94.

Terra, P.S. 1996. Comportamento sexual de *Cardioptera brachyptera* (Mantodea). **Revista Brasileira de Entomologia** 40: 3–7.

Triblehorn, J.D.; D.D. Yager 2006. Wind generated by an attacking bat: anemometric measurements and detection by the praying mantis cercal system. **The Journal of Experimental Biology** 209: 1430-1440.

Yager D.D. 1999. Sensory processes. Hearing. *In:* F.R. Prete, H. Wells, P. Wells & L. Hurd (eds.). **The Praying Mantids**. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, USA. 362: 93–113.

Yager D.D.; R.R. Hoy 1986. The cyclopean ear: a new sense for the praying mantis. **Science** 231(4739): 727-729.

Capítulo 27

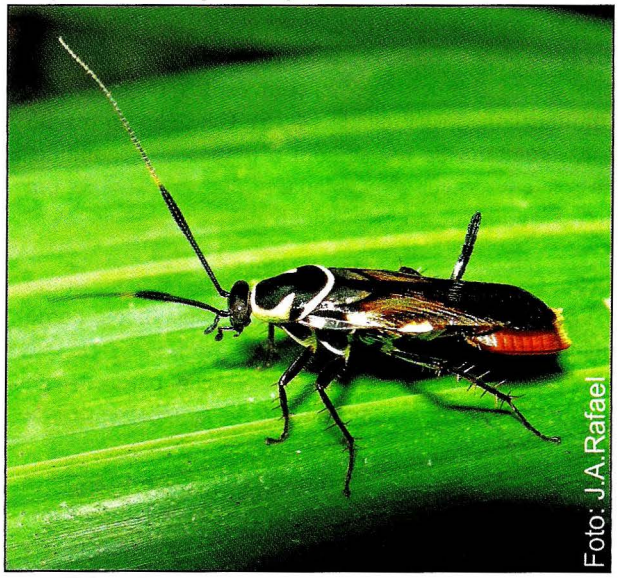
BLATTARIA

Philippe Grandcolas
Roseli Pellens

Blaberidae: *Monastria biguttata*, com ninfas jovens

Anaplectidae: *Anaplecta* sp.

Polyphagidae: *Holocompsa nitidula*



Blattellidae: *Pseudomops* sp.

BLATTARIA Burmeister, 1829

Philippe Grandcolas
Roseli Pellens

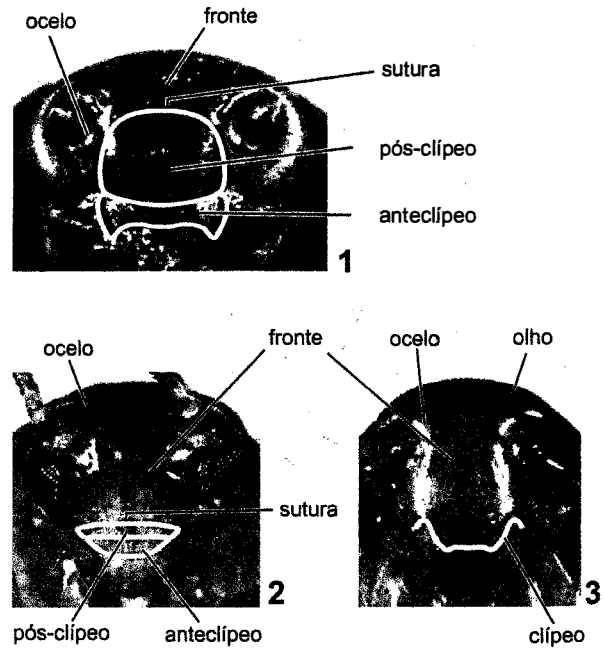
Blattaria: do Latim *Blatta* = baratas. Referente a baratas na Roma antiga, com significado "fugindo da luz".

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres. Variam de 5-90 mm de comprimento. Corpo geralmente achatado dorso-ventralmente. Cabeça opistognata (Figs.27.1-3), quase totalmente coberta pelo pronoto em forma de escudo, com aparelho bucal mastigador, dois ocelos, olhos grandes e antenas longas, filiformes ou moniliformes. Tégminas (asas anteriores) e asas (asas posteriores) presentes, reduzidas ou ausentes. A maioria das espécies com tégminas não especializadas e asas membranosas com remígio (campo anterior) e área anal (campo posterior), este último geralmente com área anal plissada (em forma de leque) (Fig. 27.7); área plissada às vezes reduzida (Figs. 27.10-11) ou ausente (Fig. 27.8). Pernas cursoriais ou fossoriais, voltadas para trás, com coxa larga a alongada e tarso pentâmero. Abdômen com tergitos e esternitos não especializados, exceto os últimos, em forma de placa supra-anal e de placa subgenital da fêmea, com (Fig. 27.13) ou sem valvas (Fig. 27.14), e de placa subgenital do macho muito frequentemente com estilos (Fig. 27.15). Cercos multiarticulados (Figs. 27.14-15). Genitália do macho assimétrica, genitália da fêmea com o ovipositor escondido. Ovos postos em ooteca depositada diretamente sobre um substrato ou retraída numa bolsa incubadora abdominal.

Introdução. Os blatários são conhecidos popularmente como baratas. Poucas espécies têm nomes mais específicos, como francesinha, para as ninfas de *Blattella germanica* (L.), e "tatuzinho", para ninfas de Blaberidae, que parecem um pequeno tatu (por exemplo, ninfas de *Monastria* Saussure e de *Minablatta* Rehn).

As baratas têm distribuição cosmopolita tropical e subtropical, com poucas espécies em regiões temperadas. Todas as famílias têm distribuição cosmopolita e apenas as subfamílias são limitadas a certos continentes ou amplas áreas geográficas. Por exemplo, as subfamílias Blaberinae e Zetoborinae são grupos neotropicais de Blaberidae, distribuída mundialmente.

Existem cerca de 4 mil espécies descritas, 644 delas encontradas no Brasil (Pellens & Grandcolas 2007, 2008), sendo dez dessas domésticas e introduzidas (Princis 1962-71). A riqueza local de um sítio florestal varia de algumas poucas dezenas a mais de uma centena de espécies (Grandcolas 1994c). Como regra, um elevado número de espécies novas é encontrado a cada nova região pesquisada. Na Mata Atlântica brasileira, 80% das espécies atualmente amostradas têm-se mostrado novas (Grandcolas & Pellens obs. pess.), uma tendência similar à observada em lugares como a Guiana Francesa e Nova Caledônia (Grandcolas 1997a). Considerando



Figuras 27.1-3. **1** Cabeça, vf. **1**, *Hypercompsa fieberi* (Brunner von Wattenwyl) (Polyphagidae) com realce (linha branca) para as divisões do clípeo e para a sutura que separa o pós-clípeo da fronte; **2**, *Latindia dohrniana* Saussure & Zehntner (Polyphagidae) com realce indicando as mesmas estruturas da figura anterior; **3**, *Xestoblatta amaparica* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney (Blattellidae) com clípeo em peça única.

que a fauna de muitos ecossistemas ainda é pouco conhecida, é razoável estimar que existam cerca de 20 mil espécies de baratas. Da mesma maneira, com base na proporção de espécies novas encontradas em diversas regiões, estima-se em torno de 3 mil o número total de espécies existentes no Brasil.

As baratas são encontradas na maioria dos ecossistemas — florestas, desertos, cerrados, caatingas —, mas com uma riqueza e diversidade maior nas florestas tropicais (Grandcolas 1994b). Nas florestas, habitam todos os estratos, do solo à copa das árvores, em lugares com alguma matéria orgânica acumulada (Grandcolas 1994c). Poucas espécies conhecidas de cavernas são verdadeiramente troglomórficas, a maioria de Nocticolidae (Latindiinae). Existem algumas espécies cavernícolas de Blaberinae que são encontradas em cavernas com guano, mas normalmente vivem em troncos ocos. Nenhuma espécie é conhecida de praias.

As baratas são bem conhecidas no registro fossilífero. Muitos livros-texto de Entomologia mencionam sua abundância e riqueza no Paleozoico (Cornwell 1968; Guthrie & Tindall 1968). Essa visão, no entanto, não é correta (Grandcolas 1996), uma vez que é baseada na suposição de que os Dictyoptera paleozoicos com ovipositores realmente formam um grupo monofilético com as baratas (Roth 1970a). Nesse contexto, é difícil de estimar com alguma certeza a idade da maioria das famílias atuais, uma vez que a maioria das denominadas "baratas" fósseis do Paleozoico não possuem nenhum caráter ligando-as aos grupos atuais.

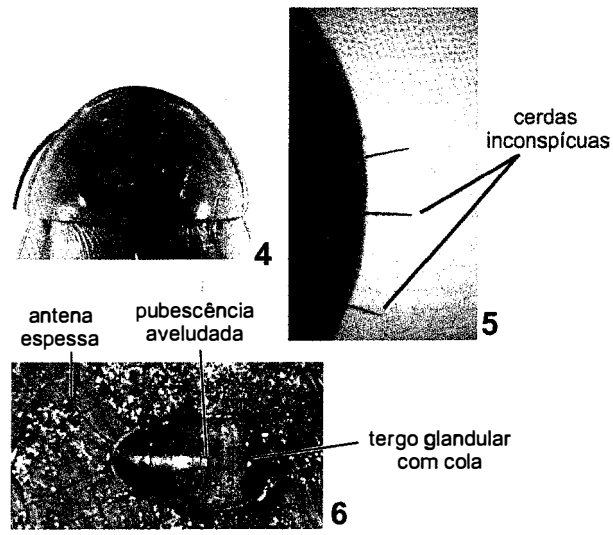
Três livros têm sido referências para estudo de Blattaria (Cornwell 1968; Guthrie & Tindall 1968; Bell & Adiyodi 1981). A monografia de Roth & Willis (1960) é uma fonte de referência muito útil sobre ecologia e comportamento, como também as revisões de Schal *et al.* (1984) e de Grandcolas (1999). O catálogo de Princis (1962-1971) é inestimável para o estudo taxonômico. Recentemente, Louis Roth sintetizou a maior parte de seu trabalho taxonômico e conceitual numa monografia muito informativa (Roth 2003a). Considerações sobre filogenia, sistemática, taxonomia e biologia, em Grandcolas (1994c, 1996, 1997a, 1999).

Recursos de internet disponíveis e confiáveis incluem Maddison (2002), Kunkel (1995), (Lopes 2005) e (Grandcolas 2011).

Morfologia (adultos). Cabeça opistognata, geralmente com olhos bem desenvolvidos. Dois ocelos laterais (Figs. 27.1-3). Antena filiforme ou moniliforme. Aparelho bucal mastigador com mandíbula forte. Palpo maxilar com cinco artículos e palpo labial com três. Tórax em forma de escudo, frequentemente achatado e mais largo do que longo. Pernas cursoriais ou fossoriais com coxas largas e tíbias com espinhos bem desenvolvidos. Fêmur com espinhos peculiares na margem ântero-ventral. Tarsos pentâmeros, frequentemente com pulvilos e quase sempre duas garras, com ou sem arólio. Tégmina e asa posterior de vários tamanhos. Quando totalmente desenvolvidas, tégmina mais esclerosada e, na maioria das vezes, cobrindo totalmente a asa membranosa. Asas dobradas de maneiras diferentes, com uma área anal bem desenvolvida dobrada sobre o remígio, plissada em toda a área anal ou parte dela (Figs. 27.7, 9-12) ou não plissada (Fig. 27.8). Há espécies com tégmina e asa reduzidas ou ausentes, com a única exceção de que a tégmina nunca está ausente quando a asa está presente. Abdômen com dez tergitos bem desenvolvidos e o segmento XI em forma de uma placa supra-anal. Esternitos bem desenvolvidos: oito nos machos, com o esternito IX em forma de placa subgenital portando um par de estilos (Fig. 27.15); seis na fêmea, com o esternito VII em forma de placa subgenital, com (Fig. 27.13) ou sem valvas (Fig. 27.14). Tergos frequentemente com glândulas conspícuas, mas com muitas outras aberturas glandulares, embora não visíveis a olho nu. Genitália do macho assimétrica, geralmente com três falômeros e com muitos escleritos pequenos e complicados (Grandcolas 1996). Genitália da fêmea com ovipositor curto, com três pares de valvas escondidas no interior da cripta genital. Cerco multiarticulado, com várias cerdas diferentes, envolvidas na locomoção e fuga; reduzido em espécies escavadoras.

Imaturos. Os ovos são encapsulados em ootecas, coladas ou enterradas num substrato, ou retidas numa bolsa incubadora abdominal (ovoviparidade ou viviparidade). Também existem formas intermediárias, com a ooteca mantida na extremidade do abdômen da fêmea até os ovos eclodirem (Roth 1970a). As ootecas são muito diversas em tamanho e forma, podendo ser mantidas na vertical com a quilha na posição dorsal ou ser rotacionadas lateralmente antes da deposição ou da eclosão na extremidade do abdômen (Roth 1971). As ninfas são similares aos adultos exceto pela falta de asas e de peças genitais. Nas fêmeas, as peças genitais e especialmente as valvas do ovipositor são formadas pela divisão e retração progressiva na cavidade do último esternito das ninfas.

Biologia. O grupo é conhecido por habitar quase todos os ecossistemas (Roth & Willis 1960; Grandcolas 1999) e as guildas ecológicas geralmente estão ligadas a diferentes tipos de matéria orgânica em decomposição, do solo à copa, incluindo cavidades em troncos ocos, casca solta de troncos mortos, folhiço suspenso em plantas epífitas, palmeiras, ninhos de aves etc. Na Amazônia

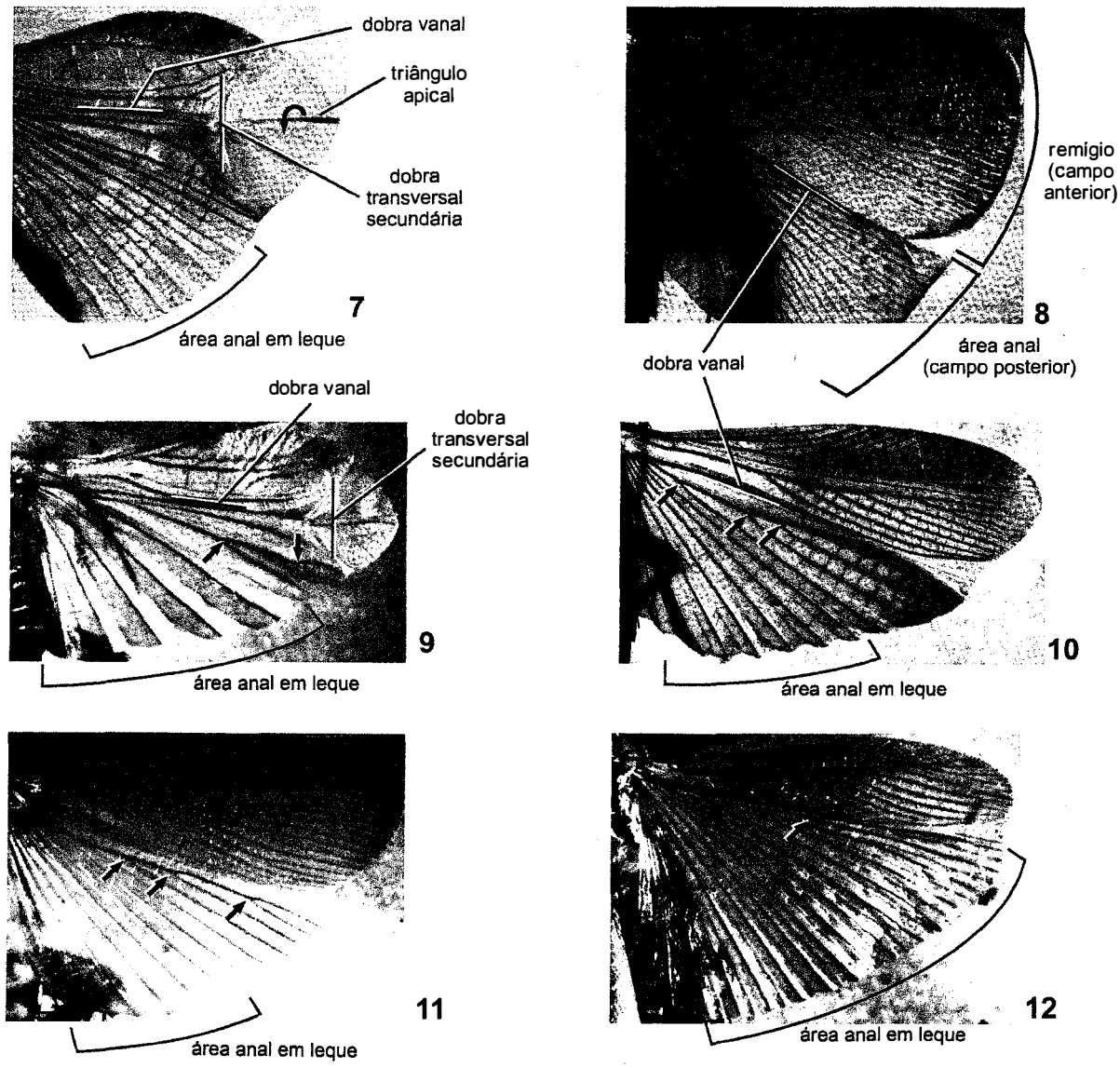


Figuras 27.4-6. 4, pronoto de *Hormetica laevigata* Burmeister (Blaberidae); **5,** margem anterior do pronoto de *Anaplecta pulchella* Rehn (Anaplectidae) com cerdas retas; **6,** ninfa de *Nyctibora* sp. (Blattellidae).

Guianense, por exemplo, foram inferidas onze guildas (Grandcolas 1994b). Em certa medida, os hábitats estão associados com dietas específicas, cuja especialização não deve ser subestimada: baratas alimentam-se de folhas mortas (*Epilampra* spp., Blaberidae), fungos, microorganismos e diversos itens ricos em nitrogênio (muitas espécies de Blattellidae, algumas Blaberidae subcortícolas), ou madeira morta (*Parasphaeria* spp., Blaberidae). A maioria das espécies é noturna, ativa desde o crepúsculo até por volta da meia noite, embora algumas espécies de Anaplectinae e Pseudophyllodromiinae sejam diurnas no folhiço terrestre de florestas perenifólias (Schal & Bell 1986; Grandcolas 1994b,c). Para algumas espécies, o hábitat de refúgio durante o dia não é o mesmo que o hábitat utilizado para forragear durante a noite (por exemplo, espécies de *Lamproblatta* Hebard, que se refugiam em troncos mortos no solo e forrageiam no folhiço — Gautier & Deleporte 1986; Grandcolas 1994b.

Os comportamentos reprodutivos são diversos (veja "Estágios imaturos"). A comunicação por feromônio está envolvida na reprodução, modulando o comportamento das espécies no sub-bosque florestal (Schal & Bell 1986; Schal *et al.* 1984).

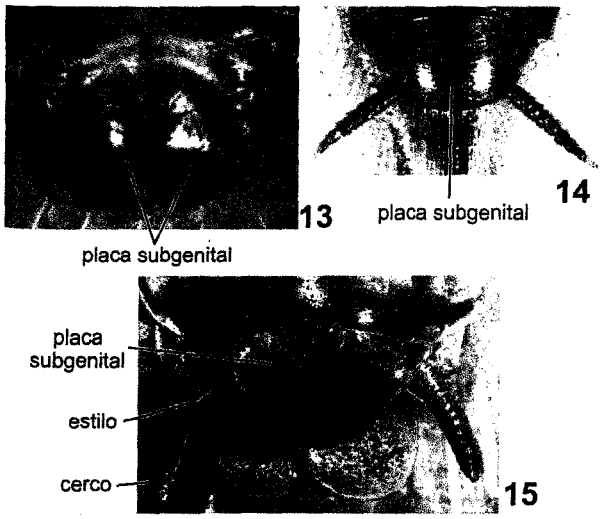
Os comportamentos sociais também são diversos, variando de solitário, como as espécies de *Epilampra* Burmeister (Blaberidae) no folhiço do solo na floresta, a gregário, como algumas espécies cavernícolas de *Xestoblatta* Hebard da Amazônia (Blattellidae) em troncos ocos, ou como algumas espécies de *Lanxoblatta* Hebard (Zetoborinae) sob as cascas soltas, ao subsocial, como nas espécies xilófagas de *Parasphaeria* Brunner von Wattenwyl (Blaberidae), cujas fêmeas cuidam de sua prole em uma câmara de madeira durante duas semanas na Mata Atlântica. Esses comportamentos sociais também são mediados por feromônios, entre outros modos de comunicação.



Figuras 27.7-12. Asas posteriores. **7**, *Oulopteryx meliponarum* Hebard (Polyphagidae), triângulo apical ou campo apendicular enrolado (representado pela seta curva); **8**, *Pelmatosilpha guianae* Hebard (Blattidae); **9**, *Anaplecta pulchella* Rehn (Anaplectidae); **10**, *Neoblattella poecilops* Hebard (Pseudophyllodromiidae); **11**, *Periplaneta australasiae* (Fabricius) (Blattidae); **12**, *Epilampra amapae* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney (Blaberidae). As setas nas figuras 9-12 indicam dicotomias nas veias.

Baratas são predadas por vasto número de invertebrados e vertebrados. Entretanto, formigas, em particular formigas-de-correição (Ecitoninae), são provavelmente os mais importantes predadores, atacando todas as espécies do sub-bosque, exceto aquelas que ficam imóveis (tanatose) (Grandcolas & Deleporte 1994). Por essa razão, correições são frequentemente benvindas nas residências do interior, porque geralmente exterminam temporariamente com a maioria dos insetos que vivem escondidos nas casas ou nos ranchos (Costa Lima 1938). As vespas *Podium* Fabricius e *Trigonopsis* Perty (Hymenoptera, Sphecidae) aprovisionam seus ninhos, construídos de lama, com ninfas de Epilamprinae (Roth & Willis 1960). Parasitas ou parasitoides de ovos também são conhecidos por terem importante impacto nas populações de baratas (Roth & Willis 1960). Nos desertos da Arábia Saudita, larvas de moscas Bombyliidae (Diptera) foram observadas dentro das ootecas de *Heterogamisca chopardi* Uvarov (Polyphagidae) (Grandcolas 1995) e esse tipo de predação ou parasitismo precisaria ser mais pesquisado em outras regiões. Baratas são frequentes na dieta de vários pequenos mamíferos didelfídeos (Santori *et al.* 1995, 1997). O comportamento para evitar o predador envolve: secreção de alomônios, como em algumas espécies de Blaberinae ou Zetoborinae (Blaberidae) (Grandcolas 1998b), tanatose, em Zetoborinae e Blaberinae (Blaberidae) (Grandcolas & Deleporte 1994; Pellens & Grandcolas 2003), colas produzidas por glândulas tergais, em Nyctiborinae (Blattellidae) (Schal *et al.* 1982), e enterrar-se nos detritos de troncos ocos ou sob troncos caídos, como em ninfas de *Blaberus* Serville, *Eublaberus* Hebard ou *Minablatta*).

As baratas domésticas compartilham as características comuns de serem pequenas, noturnas, rápidas, gregárias, prolíficas e resistentes ao ressecamento, características dentro da amplitude das variações observadas para todas as espécies. O tamanho pequeno e a resistência ao ressecamento facilitam a vida em lugares pequenos e mais secos, comuns em casas; o hábito noturno protege-nas de serem detectadas; o desenvolvimento rápido e o gregarismo permitem a rápida reprodução e permanecer juntas em espaços pequenos durante o dia, sem serem afetadas pela superpopulação.

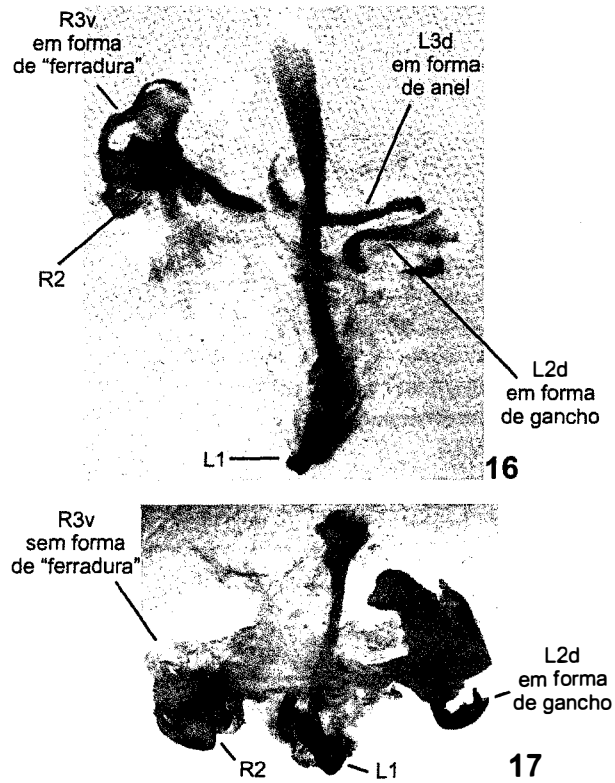


Figuras 27.13-15. Placa subgenital, vv. **13**, *Latindia dohrniana* Saussure & Zehntner (Polyphagidae) com duas valvas, fêmea; **14**, *Xestoblatta amaparica* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney (Blattellidae), fêmea, placa em peça única; **15**, *Blaberus giganteus* (L.) (Blaberidae), macho.

Classificação. A classificação usada neste capítulo segue Grandcolas (1993b, 1994a, 1996, 1997a,b), que revisou os esquemas anteriores de Princis (1962-1971), McKittrick (1964) e Roth (1970a). Roth (1970a) divulgou essa classificação com seus próprios resultados sobre a evolução do comportamento reprodutivo, generalizando-a em uma série de artigos taxonômicos. Mais tarde, Grandcolas (1996) reanalisou cladisticamente esses grupos com uma amostragem maior de táxons e caracteres (221 gêneros). Essa classificação não é apenas baseada numa maior amostragem taxonômica, mas também a única que inclui espécies de todas as subfamílias descritas até agora. Entre parênteses, está número de espécies registradas para o Brasil.

1. Blattidae (22)
2. Polyphagidae (18)
3. Anaplectidae (26)
4. Pseudophyllodromiidae (202)
5. Blaberidae (198)
6. Blattellidae (181)

Nocticolidae permanece como *incertae sedis*. Esse grupo inclui apenas espécies de Latindiinae com hábitos troglomórficos e não é considerada aqui como uma família separada.



Figuras 27.16-17. Genitália do macho, vd. **16**, *Anisopygia decora* Hebard (Pseudophyllodromiidae); **17**, *Blaberus giganteus* (L.) (Blaberidae). Nomes dos escleritos de acordo com McKittrick (1964) modificado por Grandcolas (1996).

Relações filogenéticas. As baratas incluem seis famílias distribuídas mundialmente (Grandcolas 1996). A principal novidade nesse esquema cladístico (Fig. 27.18) é a parafilia de Blattellidae *sensu* McKittrick (1964), que anteriormente incluía as subfamílias Anaplectinae, Blattellinae, Ectobiinae, Nyctiborinae e Pseudophyllodromiinae (=Plectopterinae). Nessa hipótese, Anaplectidae é o grupo-irmão de Blaberoidea, enquanto Pseudophyllodromiidae é o grupo-irmão de Blaberidae. Atualmente Blattellidae compreende apenas as subfamílias Blattellinae, Nyctiborinae e Ectobiinae (esta última somente do Velho Mundo). Cryptocercidae foi suprimida porque *Cryptocercus* Scudder foi incluído em Polyphaginae (Polyphagidae) (Grandcolas 1994a; Grandcolas *et al.* 2001). Desde então, vários estudos com caracteres morfológicos e moleculares foram realizados (Kambhampati 1995, 1996; Klass 1997; Lo *et al.* 2000; Maekawa & Matsumoto 2000), mas todos compartilham o problema de amostragem insuficiente de táxons ou de caracteres, o que não permite tirar qualquer conclusão robusta (Grandcolas & D'Haese 2001).

Importância. A importância econômica de Blattaria está relacionada com infestações que provocam baixo nível de higiene e doenças, principalmente alergias, bem como com a destruição e depreciação de vários produtos industriais em todo o mundo. Infestações são causadas por não mais que vinte espécies de baratas que são domésticas. Menos de dez dessas são pragas e apenas cinco, *Blattella germanica* (L.), *Supella longipalpa* (Fabricius), *Periplaneta americana* (L.), *Periplaneta australasiae* (Fabricius) e *Blatta orientalis* L., são ubíquas e presentes em todos os estabelecimentos humanos. O custo real das infestações de baratas no Brasil é difícil ou quase impossível de avaliar neste momento devido à falta de estatísticas apropriadas, mas é certamente alto. Para exemplificar, o custo do controle de baratas em um apartamento de 100 m^2 na cidade do Rio de Janeiro ou de São Paulo é de cerca de 50 dólares americanos (Grandcolas & Pellens, inf. pess.).

Os estabelecimentos humanos proporcionam uma situação ótima para infestações de baratas, visto que com frequência têm espaços intersticiais e resíduos alimentares. Além disso, o transporte de alimentos, terra, estrume e bens, tão comum nas sociedades humanas, proporcionam condições ideais para a dispersão para outras partes do planeta e novas recolonizações (Grandcolas 1998; Pellens & Grandcolas 2002).

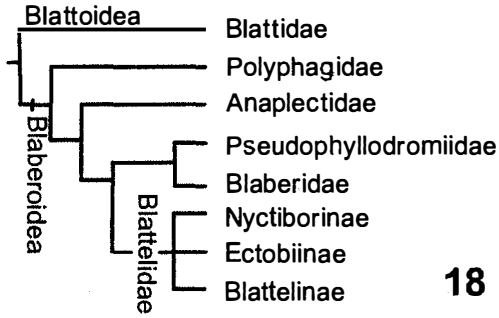


Figura 27.18. Cladograma das famílias e subfamílias selecionadas de Blattaria com o esquema de classificação correspondente. Fonte: Grandcolas (1996).

A importância médica das baratas geralmente é associada à possibilidade das espécies domésticas dispersarem várias doenças, particularmente devido ao hábito de se alimentarem de todo tipo de matéria orgânica (de alimentos a fezes) e à capacidade de transportarem/dispersarem uma ampla gama de patógenos. As baratas, de fato, são hospedeiras de bactérias e helmintos patogênicos, transportam ovos de helmintos, vírus, protozoários e fungos, e são capazes de contaminar alimentos ao transportar organismos patogênicos entre lixeiras, cozinhas, restaurantes, hospitais, etc. (Roth & Willis 1957). Em casos de infestações, tem sido relatado frequentemente que baratas caminham pelo rosto de pessoas dormindo (adultos, crianças e bebês), atraídas por secreções nasais e orais. Com o contato direto, provocam edemas oculares e dermatites, entre as quais uma erupção de bolhas no rosto em torno da boca, denominada *herpes blattae*, provavelmente causada por secreções liberadas na pele (Roth & Willis 1957). Elas também podem entrar nas orelhas e nas narinas, onde, se retidas, causam infecções que requerem tratamento de emergência ou hospitalização para serem removidas (Figueiredo *et al.* 2002).

Alergias, particularmente alergias respiratórias, que aumentam a sensibilidade à asma, estão mais e mais se tornando reconhecidas como doenças importantes provocadas por baratas. A asma de barata tem sido descrita como uma doença mais severa, associada com sintomas perenes e altos níveis de imunoglobulina (IgE) total. É causada por vários alergênicos derivados de fontes como saliva, fezes, secreções, exúvias, detritos e corpos mortos. A exposição a altos níveis de alergênicos de baratas em casa é o maior fator de risco para sintomas em indivíduos sensibilizados. A importância de alergias respiratórias causadas por baratas está aumentando em todo o mundo, particularmente devido à tendência da população de permanecer mais tempo em casa para trabalho e lazer. No Brasil, contudo, alergias respiratórias causadas por baratas são mais comuns em habitações de populações de baixa renda, o tipo de estabelecimento mais exposto a infestações em regiões tropicais.

A importância ecológica das baratas é pouco estudada e compreendida. Em um estudo sobre a produtividade, energia e ciclagem de nutrientes de *Epilampra irmleri* Rocha e Silva & Aguiar, a espécie de barata mais abundante em floresta de inundação na Amazônia Central, foi mostrado que somente essa espécie consome pelo menos 16.8 $g.m^{-2}\ yr^{-1}$ de folhiço (+2 $g.m^{-2}.\ yr^{-1}$ de carcaças), o que representa 5.6% do folhiço produzido anualmente (300 $g.m^{-2}.yr^{-1}$). Mas o papel indireto dessa espécie na decomposição foi estimado como muito maior, uma vez que elas fragmentam pelo menos duas vezes a quantidade de folhiço consumido e suas fezes contêm uma concentração maior de minerais (Irmler & Furch 1979). *Parasphaeria boleiriana* Grandcolas & Pellens, na floresta Atlântica brasileira, certamente causa um forte impacto na fragmentação de madeira morta, um problema que ainda precisa ser estudado (Pellens *et al.* 2002).

Na realidade, o papel dos macroartrópodes na decomposição é bastante complexo e principalmente indireto. Ao morder e beliscar o folhiço e a madeira morta, eles aumentam a superfície específica da matéria orgânica a ser atacada pelos microorganismos. A matéria orgânica

que constitui as fezes é usualmente mais rica em nutrientes, mesmo que não esteja realmente decomposta. O seu papel na dispersão e no controle das populações de microorganismos também é certamente alto. Conforme mostrado para espécies domésticas, as baratas podem transportar microorganismos, movendo-os para qualquer lugar em um ecossistema, incluindo para interstícios no folhiço, na copa, no interior de troncos ocos, galerias etc. Seu papel no controle de populações de microorganismos está associado ao fato de que eles também ingerem os microorganismos que se desenvolvem na matéria orgânica em decomposição ou nas folhas.

Outro assunto que permanece a ser explorado é a importância das baratas enquanto polinizadores de plantas, conforme mostrado por Nagamitsu & Inoue (1997). Considerando a alta diversidade de espécies em florestas tropicais, não seria surpreendente se mais espécies de baratas polinizadoras fossem encontradas. Igualmente, apenas começa-se a conhecer como as populações são afetadas por perturbações e a importância de pequenos fragmentos florestais para a conservação das espécies (Pellens & Grandcolas 2008).

Coleta e fixação. Tradicionalmente, as baratas são capturadas com armadilhas luminosas ou Malaise, mas essas não são eficientes para muitas espécies, inclusive a maioria das espécies do sub-bosque, particularmente aquelas que vivem em hábitats específicos. O melhor método de coleta é por meio de amostragem direta durante o dia e a noite, usando uma rede feita especialmente para capturar insetos ou um tubo acrílico para capturar os indivíduos, colocando a abertura do tubo sobre o indivíduo e deixando-o mover-se para o interior. As baratas são detectadas sem necessidade de instrumentos ópticos e a busca deve ser feita por exploração direta nos hábitats potenciais, como troncos mortos, sob cascas soltas, entre pedaços de madeira morta, na poeira sob troncos, ou em buracos e cavernas etc. Armadilhas pitfall (feitas com qualquer tipo de óleo espalhado em quantidades mínimas na parede de um tubo ou de uma lata) são úteis para capturar espécies que vivem em troncos ocos e em pequenas cavernas.

Para uma amostragem geral da comunidade, a abordagem mais compreensiva é através da observação direta e captura dos indivíduos detectados no folhiço, nos troncos ou pousados sobre as folhas e troncos de plantas do sub-bosque, ou em qualquer outro hábitat durante as primeiras quatro horas da noite (Schal & Bell 1986; Grandcolas 1994b,c). Nesse caso, cada hora de amostragem pode ser tomada como uma unidade amostral e pode ser usada para estudos comparativos de diversos parâmetros da comunidade. Além disso, para ser completo, esse tipo de busca direta também permite observar o hábitat e o comportamento.

Uma vez coletados, os espécimes são mortos em frascos com fitas impregnadas com piretroide, tipo "Vaportape II" da BioQuip ou em vidros com algodão e acetato de etila. A melhor maneira de transportar do campo para o laboratório é colocando os espécimes em camadas de algodão, onde são mantidos até serem finalmente preparados para as coleções. Amostras em álcool (por exemplo, a metade de uma perna) podem ser guardadas para futuros estudos de DNA. A genitália pode ser dissecada em espécimes reidratados e, então, mantida em glicerina em pequenos frascos de genitália fechados com tampas, preferencialmente de cortiça e alfinetados sob o espécime. Na medida do possível, evitar tampas plásticas ou de polipropileno, que reagem com a glicerina com o tempo. Materiais permanentes devem ser alfinetados e mantidos em coleções de Museus, incluindo etiquetas preferencialmente com tintas permanentes (tipo nanquim), evitando impressoras jato de tinta ou laser.

Chave para as famílias (as ninfas não têm a maioria dos caracteres para identificação ao nível de família ou subfamília e devem ser cuidadosamente comparadas com adultos identificados).

1. Preto-brilhante, áptera. Placa subgenital da fêmea com duas valvas (Fig. 27.13). Genitália do macho bem esclerosada, visível na extremidade do abdômen sob a placa subgenital. Clípeo em peça única, não separado da fronte por uma sutura (Fig. 27.3). Tamanho médio (10-25 mm) ..... **1. Blattidae**

— Com outra combinação de caracteres **2**

2(1). Clípeo dividido em duas partes, com o pós-clípeo separado da fronte por uma sutura (Figs. 27.1-2). Quando alado, área anal da asa não plissada e remígio sem dobras transversais secundárias (Fig. 27.8). Placa subgenital da fêmea sempre com duas valvas (Fig. 27.13) .....**2. Polyphagidae** (parte)

— Clípeo em peça única, pequeno, sem sutura com a fronte (Fig. 27.3). Quando alado, área anal da asa plissada ou não. Placa subgenital da fêmea com duas valvas ou não **3**

3(2). Asa em repouso com a área anal plissada dobrada sobre o remígio e com um triângulo apical (= campo apendicular) enrolado sobre o restante (Fig. 27.7) ..... **2. Polyphagidae** (parte)

— Área anal da asa plissada ou não. Se tiver um triângulo apical conspícuo, nunca enrolado (Figs. 27.8-12) **4**

4(3). Área anal da asa não plissada, mas dobrada sobre o remígio em repouso (Fig. 27.8), ou com uma dobra em leque, mas não incluindo as seis primeiras veias da área anal (Fig. 27.11). Sempre com coloração escura ou castanho-ferruginosa, com tegumento não pubescente. Tamanho médio a grande (10-50 mm). Placa subgenital da fêmea com duas valvas proeminentes (Fig. 27.13) ..... **1. Blattidae**

— Área anal da asa plissada (exceto *Hormetica* Burmeister; ver a forma do pronoto na Fig. 27.4). Coloração diversa. Tamanho médio a grande (10-50 mm). Placa subgenital da fêmea sem valvas ou com valvas não proeminentes (em vista lateral) (Fig. 27.14) **5**

5(4). Asa com dobra transversal secundária (Fig. 27.9), que se dobra sobre o restante da asa. Primeira veia da área anal com duas dicotomias, com veias curtas a partir da bifurcação (Fig. 27.9). Área plissada nunca inclui as três ou quatro primeiras veias dessa área. Tamanho pequeno (<10 mm). Margem anterior do pronoto com cerdas cilíndricas, grandes, longas e retas, direcionadas para cima e para frente (Fig. 27.5). Ooteca nunca rotacionada, mas mantida pela fêmea com a quilha para cima ..... **3. Anaplectidae**

— Asa sem dobra transversal secundária (Figs.10, 12, exceto *Riatia* Walker, que tem outros caracteres, por exemplo, genitália do macho, como os de Pseudophyllodromiidae, Fig. 27.16). Primeira veia da área anal com duas ou três dicotomias com veias longas a partir da bifurcação (Figs. 27.10-12). Toda área anal plissada (Fig. 27.12) ou plissada a partir da quarta veia (Fig. 27.10) ou a partir da sexta veia

(Fig. 27.11). Tamanho pequeno a muito grande (5-90 mm). Se com cerdas na margem anterior do pronoto, pequenas ou não cilíndricas. Ooteca rotacionada ou não antes da postura 6

6(5). Alados: toda área anal plissada (Fig. 27.12) (exceto *Hormetica*, Blaberinae, sem área plissada, nesse caso com pronoto como na Fig. 27.4). Primeira veia da área anal com várias dicotomias basais, resultando em veias longas a partir das bifurcações. Genitália do macho com o esclerito L2d (Fig. 27.17) em forma de gancho no lado direito em vista dorsal. Fêmea com uma grande bolsa incubadora ventral, onde a ooteca é incubada após rotação e retração. Cerco usualmente mais curto ou não muito mais longo do que a margem posterior da placa subgenital (Fig. 27.15). Tamanho médio a muito grande (15 mm a 90 mm) ..... **5. Blaberidae**

— Alados: área anal plissada pelo menos a partir da quarta veia longitudinal (Fig. 27.10). Primeira veia da área anal sem dicotomias. Genitália do macho com o esclerito L2d em forma de gancho no lado direito ou esquerdo. Fêmea sem bolsa incubadora. Ooteca rotacionada ou não. Cerco usualmente longo ou direcionado para cima ou delgado e voltado para trás, estendendo-se além da placa supra-anal. Tamanho entre 5-50 mm 7

7(6). Tegumento aveludado, com pubescência dourada (Fig. 27.6). Antena geralmente escura e espessa (Fig. 27.6). Tergo ninfal frequentemente glandular (Fig. 27.6). Genitália do macho com o esclerito L2d em forma de gancho no lado esquerdo (Fig. 27.17). Tamanho médio a muito grande (15-60 mm) ....**6. Blattellidae Nyctiborinae**

— Tegumento liso ou rugoso, possivelmente pubescente, mas não aveludado. Antena raramente espessa em todo o comprimento. Tergo ninfal raramente produz cola. Genitália do macho com o esclerito L2d em forma de gancho no lado direito ou esquerdo (Fig. 27.16). Tamanho médio a pequeno (5-30 mm) 8

8(7). Genitália do macho (Fig. 27.16) com o esclerito L2d em forma de gancho no lado direito, esclerito L3d arredondado, R3v em forma de ferradura. Ooteca nunca rotacionada antes da postura ..... **4. Pseudophyllodromiidae**

— Genitália do macho com o esclerito L2d em forma de gancho no lado esquerdo e os outros escleritos não como acima. Ooteca rotacionada antes da postura (quilha lateral)..... .....**6. Blattellidae Blatellinae**

Famílias. Para cada família, informações taxonômicas e registros biológicos mais precisos, se não mencionados nas seções abaixo, podem ser encontrados respectivamente no catálogo de Princis (1962-1971) e na monografia de Roth & Willis (1960). Roth (2003a) também menciona muitas informações taxonômicas úteis. Apesar do trabalho importante e de longa duração de Rocha e Silva Albuquerque e seus alunos (Lopes & Oliveira 2000), a fauna do Brasil ainda está longe de ser razoavelmente inventariada e muitos táxons serão encontrados no futuro, incluindo alguns já conhecidos em países vizinhos. Táxons presentes no Brasil apenas como espécies domésticas estão marcados com asterisco (*).

1. Blattidae. Geralmente caracterizada por caracteres plesiomórficos, como as valvas da placa subgenital da fêmea ou oviparidade (Princis 1960, 1962-1971). Na realidade, as peças genitais com vários caracteres apomórficos (Grandcolas 1996) e os túbulos de Malpighi estão reunidos em cinco grupos (Leconte *et al.* 1967). Contém poucos representantes na região Neotropical.

Chave para as subfamílias

1. Preto-brilhante, totalmente áptera; margens posteriores do mesonoto e metanoto completamente transversas. Corpo arredondado. Palpo maxilar frequentemente esbranquiçado. Tamanho médio (10-25 mm) ..... **Lamproblattinae**

— Com outra combinação de caracteres 2

2(1). Frequentemente alado, com a área anal não plissada, mas dobrada quando em repouso (Fig. 27.8). Geralmente de coloração escura (castanho-escura ou preta, às vezes com pintas amarelas). Tamanho médio a grande (10-50 mm). Palpo maxilar com o último artículo delgado e com a parte membranosa apical truncada transversalmente ou com o último artículo arredondado, com a parte apical membranosa truncada obliquamente, mas não alcançando a base do artículo. Ocelos sem delimitação clara nos machos, parecendo pontos brancos cremosos. Espécies silvestres ..... **Polyzosteriinae**

— Alado, com a área anal da asa (ausente em algumas fêmeas de *Blatta orientalis*) plissada a partir da sexta veia longitudinal (Fig. 27.11). Coloração geralmente castanha, com pintas mais claras. Tamanho médio a grande (30 mm). Palpo maxilar com o último artículo delgado e com a parte apical membranosa truncada obliquamente e muito próxima de alcançar a base do artículo. Ocelos bem delimitados nos machos, não no mesmo nível da fronte, com uma forma poligonal. Espécies domésticas ..... **Blattinae***

Lamproblattinae. *Lamproblatta* Hebard foi descrito para a América Central e compreende três espécies descritas para o Brasil (Princis 1962-1971). As espécies desse gênero têm uma maneira peculiar de pôr a ooteca: primeiro cavam um buraco, em seguida liberam a ooteca no ambiente e a envolvem com detritos e saliva, e por fim a apanham com a boca para enterrá-la no buraco. (McKittrick 1964). São conhecidas por habitarem troncos mortos no sub-bosque de florestas perenifólias (Gautier & Deleporte 1986; Grandcolas 1994b). Roth (2003b) descreveu *Lamproglandifera* Roth, com uma espécie da Amazônia, baseado na existência em uma especialização da placa supra-anal do macho, uma concavidade preenchida por um denso grupo de cerdas amareladas. Grandcolas (1994c) já havia assinalado a existência desse gênero para a Guiana Francesa.

Polyzosteriinae. Dois gêneros, *Eurycotis* Stål e *Pelmatosilpha* Dohrn, são encontrados no Brasil, com duas e sete espécies descritas, respectivamente. Geralmente se abrigam em epífitas das copas (Rocha e Silva & Lopes 1976; Grandcolas 1994b). A recente observação de alguns caracteres morfológicos indica que esse grupo pode ser parafilético e deve ser restrito aos táxons da Austrália e da Oceania, sendo que os dois gêneros da América do Sul devem ser transferidos para Lamproblattinae (Grandcolas 1997a). Se isso for confirmado, haverá, então, um grupo monofilético de Blattidae sul-americano.

Blattinae*. Essa subfamília é originalmente paleotropical e está presente no Brasil apenas com espécies domésticas —

Blatta orientalis L., *Periplaneta americana* (L.), *Periplaneta australasiae* (Fabricius), *Periplaneta brunnea* Burmeister e *Periplaneta fuliginosa* (Serville) e *Neostylopyga rhombifolia* (Stoll). Dessas cinco espécies cosmopolitas, *Blatta orientalis* é bem rara e *P. americana* é a mais comum, sendo ubíqua em qualquer sistema urbano, pequeno ou grande. *Eurycanthablatta* Fritzsche, Zompro & Adis é *incertae sedis*.

2. **Polyphagidae.** Da mesma maneira que Blattidae, Polyphagidae foi tradicionalmente caracterizada com plesiomorfias, como a asa não plissada na área anal ou o clípeo dividido em duas partes. O grupo atualmente é caracterizado por diversas características apomórficas nas peças genitais (Grandcolas 1996) e um ou dois grupos de túbulos de Malpighi (Leconte *et al.* 1967). É bem conhecida de Polyphaginae grandes e notáveis do deserto (Grandcolas 1994a), mas várias outras subfamílias menores ocorrem, as quais são mais amplamente distribuídas e menos conhecidas (Princis 1962-1971). São notáveis pela retenção de várias características plesiomórficas no clípeo em duas partes, a dobradura simples das asas e algumas peças genitais muito esclerosadas (Grandcolas 1996).

Chave para as subfamílias

1. Asa, quando em repouso, com a área plissada dobrada sobre o remígio (campo anterior) e com um triângulo apical enrolado sobre o restante (Fig. 27.7) ..... **Oulopteryginae**
— Asa não dobrada dessa maneira **2**

2. Pós-clípeo muito grande, com a margem superior alcançando a base das inserções antenais (Fig. 27.1). Valvas da placa subgenital da fêmea geralmente em proeminência aguda ... **3**
— Pós-clípeo pequeno, com margem superior no máximo tão alta quanto as outras peças bucais (Fig. 27.2). Valvas da placa subgenital da fêmea geralmente globular (Fig. 27.13). Geralmente de coloração ferrugínea clara, castanha enegrecida ou acinzentada ..... **Latindiinae**

3. Asa negra, com ou sem uma mancha amarela e sem venação visível. Espécies domésticas na região Neotropical .... **Euthyrrhaphinae***
— Asa nunca negra, de cores brilhantes ou transparentes e no máximo a primeira metade sem venação visível ....**Holocompsinae**

Holocompsinae. Os gêneros *Hypercompsa* Saussure e *Holocompsa* Burmeister têm espécies conhecidas no Brasil. São caracterizados pelo tamanho pequeno, venação da asa muito derivada e ecologia peculiar. São encontrados nas galerias pequenas e vazias das partes mortas de velhos ninhos de cupins, do mesmo modo como na subfamília africana Euthyrrhaphinae.

Euthyrrhaphinae*. A espécie peridoméstica exótica *Euthyrrhapha pacifica* (Coquebert) foi encontrada no Brasil (Rocha e Silva Albuquerque 1972).

Latindiinae. Estão associados a troncos e cascas. As espécies de *Latindia* Stål abrigam-se e põe suas ootecas sob a casca solta de troncos mortos (Grandcolas 1994b). Espécies de *Bucolion* Rehn, *Melestora* Stål e *Stenoblatta* Walker são encontradas durante a noite em troncos sobre a casca de árvores vivas.

Oulopteryginae. É um grupo enigmático. As espécies de *Oulopteryx* Hebard têm a asa dobrada de uma forma única e complicada: quando em repouso, fica com a área anal plissada dobrada sobre o remígio e com o triângulo apical enrolado sobre o restante (Fig. 27.7) (Princis 1960). Foram descritas de ninhos de abelhas Meliponini e nunca mais foram coletadas.

Polyphaginae. Tem registro duvidoso para o Brasil. Algumas ninfas de *Homoegamia* Burmeister, gênero conhecido apenas no México, haviam sido identificadas no século XIX como sendo do Brasil (Princis 1962-71).

3. **Anaplectidae**. Representada por Anaplectinae, com *Anaplecta* Burmeister e *Maraca* Hebard. Compreende espécies pequenas (menos de 10 mm) e sempre foi bem caracterizada pela dobra da asa, que é complicada, com uma dobra transversal secundária após as dobras longitudinais usuais (Princis 1960, 1962-1971; McKittrick 1964). Vários outros caracteres foram encontrados recentemente, sendo o mais óbvio a presença de cerdas notavelmente retas, longas e cilíndricas na borda do pronoto (Grandcolas 1996). É mais diversa do que o pequeno número de gêneros leva a imaginar. Existem muitas espécies que diferem pela forma, coloração e venação das asas e por modificações profundas na morfologia genital. Têm modos de vida contrastantes e diferentes espécies são especializadas em diversos hábitats, como cavernas, folhiço sobre o solo, troncos ocos e ninhos de aves (Grandcolas 1994c). *Riatia* Walker (Pseudophyllodromiidae) é notavelmente convergente com espécies de Anaplectinae do ponto de vista da morfologia externa, até mesmo em termos de dobra das asas, mas sua genitália possui muitas diferenças.

4. **Pseudophyllodromiidae**. Está representada no Brasil com 18 gêneros da subfamília Pseudophyllodromiinae . É uma família muito grande, cosmopolita, antes considerada subfamília de Blattellidae. Compreende majoritariamente espécies ovíparas que foram consideradas basais dentro de Blattellidae *sensu* McKittrick (1964) e Roth (1970a). Atualmente, é aceita como grupo-irmão de Blaberidae, com a qual compartilha a cinética da troca de água na ooteca (Roth 1967). Essa relação é muito curiosa, uma vez que associa com Blaberidae, uma barata grande e ovovivípara, algumas baratas semelhantes a Blattellidae, pequenas e ovíparas. A situação tornou-se mais desafiadora com o fato de que Pseudophyllodromiidae é caracterizada por duas, ainda que muito claras, apomorfias na genitália do macho (Grandcolas 1996). De modo geral, a família compreende principalmente espécies delgadas, com pernas longas, ainda que em alguns gêneros, como *Chorisoneura* Brunner von Wattenwyl ou *Plectoptera* Saussure, sejam mais especializadas e se agarrem às folhas com pernas curtas. Esse grupo também é muito diverso com respeito à placa subgenital do macho, tanto os estilos quanto a margem posterior. No Brasil, o grupo compreende algumas espécies de tamanho pequeno a médio, especializadas no folhiço suspenso (*Cariblatta* Hebard, *Cariblattoides* Rehn & Hebard, *Neoblattella* Shelford), algumas

espécies pequenas em números muito elevados nas folhas da copa (*Chorisoneura*) e algumas espécies do folhiço no solo (*Euphyllodromia* Shelford, *Trioblattella* Bruijning) (Rocha e Silva Albuquerque 1984), algumas das quais são inclusive diurnas. Espécies de *Amazonina* Hebard são encontradas à noite, pousadas em gramíneas ou em pequenas plantas em lugares abertos ou em bordas. Outra menção particular é para *Isoldaia* Gurney & Roth, abundante e diverso na Mata Atlântica. É o único gênero da subfamília que tem tanto espécies do folhiço suspenso quando do folhiço terrestre. Em geral, a subfamília é muito rica em espécies e muitas foram descritas do Brasil (Lopes & Oliveira 2000, 2001a, 2002a,b). Desse ponto de vista, deve ser notado que *Chorisoneura* é provavelmente o gênero mais rico da subfamília, com elevado número de espécies na copa, diversificadas em tamanhos e cores (Rocha e Silva & Aguiar 1977). A subfamília inclui também a barata doméstica *Supella longipalpa*, rara no Brasil (Rocha e Silva Albuquerque 1972). Descrições da ooteca podem ser encontradas em Roth (1971). Outros gêneros são *Ceratinoptera* Brunner von Wattenwyl, *Doradoblatta* Bruijning, *Euthlastoblatta* Hebard (=*Aglaopteryx* Hebard); *Helgaia* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney, *Imblattella* Bruijning, *Lophoblatta* Hebard, *Nahublattella* Bruijning, e *Riatia* Walker.

5. Blaberidae. Inclui várias subfamílias que ocorrem no Brasil. Vários caracteres são comuns a essas subfamílias, incluindo tamanho do corpo de médio a grande, ovoviviparidade com uma bolsa incubadora da ooteca (Roth 1970a) e ocorrência de comportamentos sociais elaborados. Alguns registros filogenéticos e taxonômicos recentes para as subfamílias são encontrados em Grandcolas (1993b, 1997b, 1998b), Roth (2003a) e Pellens *et al.* (2007a). A identificação em nível de subfamília é difícil, com frequente referência às partes genitais do macho.

Chave para as subfamílias

1. Genitália do macho com uma série de espinhos na extremidade do esclerito mediano L1 (Fig. 27.17) ..... **Blaberinae**

— Genitália do macho sem espinhos na extremidade do esclerito mediano L1 ..... **2**

2(1). Genitália do macho com o esclerito apical de L1 dividido em duas partes alongadas, uma geralmente curvada para trás .... **Zetoborinae**

— Genitália do macho com esclerito L1 inteiro **3**

3(2). Placa subgenital do macho com a margem posterior proeminente e arredondada, com uma projeção para trás em cada lado próximo dos estilos curtos. Espécie doméstica .... **Oxyhaloinae***

— Placa subgenital diferente **4**

4(3). Adultos verde-claros, verde-amarelados, azul-claros ou parecendo um vaga-lume, inclusive com antena bicolor .... **Panchlorinae**

— Outras cores e formas de corpo **5**

5(4). Espécie peridoméstica e partenogenética. Pronoto castanho, enegrecido, com uma margem amarelo-ferruginosa. Asa bege-clara ou escura e transparente, não mais longa ou não muito mais longa que o corpo ..... **Pycnoscelinae***

— Sem esses caracteres. Genitália do macho com a parte interior do esclerito R2 mais curta que a parte exterior .... **Epilamprinae**

Blaberinae. Essa subfamília, juntamente com seu grupo-irmão, Zetoborinae, é uma das mais diversificadas na região Neotropical (Grandcolas 1993b,c, 1998b; Pellens *et al.* 2007a). Possui espécies de tamanho médio a grande e está bem definido por diversos caracteres muito distintivos das peças genitais do macho, incluindo um esclerito mediano circundado por uma série de espinhos (Grandcolas 1993b). *Hormetica* Burmeister não tem dobra anal plissada na área anal da asa e possui um pronoto de forma peculiar. O grupo tem gêneros endêmicos de diversas regiões florestais, incluindo a Mata Atlântica, com *Hiereoblatta* Rehn, *Monastria* Saussure, *Monachoda* Burmeister, *Petasodes* Saussure e *Minablatta* Rehn, da qual várias espécies do Brasil foram descritas recentemente (Lopes & Oliveira 2001b). O grupo é ecologica e comportamentalmente diverso, ocupando diferentes hábitats (Grandcolas 1993c, 1998b; Pellens *et al.* 2007a), da copa — adultos de *Blaberus* Serville ou de *Eublaberus* Hebard— ao sub-bosque florestal, de troncos ocos (*Paradicta* Grandcolas, *Neorhicnoda* Grandcolas, *Minablatta*, ninfas de *Blaberus* ou *Eublaberus*) a cascas soltas (*Petasodes*), epífitas (*Hormetica*) e agarradas à casca sob troncos mortos (*Monastria*; Pellens & Grandcolas 2003). A maioria desses gêneros tem espécies gregárias no Brasil. A ocorrência de espécies grandes em cavernas é um fato muito localizado, ocorrendo somente quando o guano de morcegos frugívoros é suficientemente abundante para atrair indivíduos que normalmente vivem em troncos ocos. Essas espécies não são troglobíticas. Zompro & Fritzsche (1999) descobriram que uma espécie de *Hormetica* (descrita originalmente como *Lucihormetica*) é luminescente, sendo o primeiro registro de tal caráter para insetos polineópteros. A luminescência é supostamente uma autapomorfia muito plástica, o que não valida que as outras espécies de *Hormetica* (cuja biologia é muito pouco conhecida) formem um grupo monofilético. *Paradicta* e *Neorhicnoda*, descritos da Guiana Francesa, estão provavelmente presentes no Brasil. *Phoetalia* Stål (=*Leurolestes* Rehn & Hebard) compreende espécies que são peridomésticas em todo o mundo e sua presença na fauna Brasileira (para um registro recente ver Lopes *et al.* 2004) deve ser por introdução humana (Princis 1962-1971; Roth & Willis 1960). Outros gêneros são *Archimandrita* Saussure, *Bionoblatta* Rehn, *Blaptica* Stål, *Brachycola* Serville, *Hemiblabera* Saussure, *Mesoblaberus* Princis, *Parahormetica* Brunner von Wattenwyl e *Proscratea* Burmeister.

Epilamprinae. É um grupo discreto, presente em toda a floresta tropical, com importante diversificação filogenética e ecológica na América do Sul e na Ásia. Várias espécies, especialmente de *Epilampra* Burmeister, são as baratas grandes mais abundantes do folhiço em termos de densidade e biomassa (Irmler & Furch 1979). Algumas são mais especializadas no folhiço suspenso, como o gênero sexualmente dimórfico *Galiblatta* Hebard, com registros para a Guiana Francesa e Brasil, ou *Pinaconota* Saussure, do folhiço acumulado pela

água de pequenas fontes florestais (Rocha e Silva Albuquerque *et al.* 1976). A subfamília não está bem definida como grupo monofilético. É caracterizada pela coloração pontilhada de castanho enegrecido nas asas e no pronoto nas espécies do folhiço (Princis 1960). O grupo inclui também espécies que não se ajustam a essa definição e, até agora, apenas uma apomorfia na genitália do macho foi encontrada para caracterizá-lo (Grandcolas 1993a). Pode-se suspeitar da existência de comportamento subsocial em *Notolampra* Saussure, gênero que ainda compartilha com *Thorax* Saussure, da Ásia, entre outros, a peculiaridade de ter tégminas curvadas, delimitando um espaço sobre o dorso abdominal onde as ninfas jovens de *Thorax* se refugiam após a emergência (Bhoopathy 1998). Outros gêneros da subfamília são *Alphelixia* Roth, *Audreia* Shelford, *Gurneya* Roth, *Litopeltis* Hebard, *Phoraspis* Serville e *Poeciloderrhis* Burmeister.

Oxyhaloinae*. Esta subfamília originalmente de Madagascar está representada no Brasil por duas espécies domésticas, *Rhyparobia maderae* Fabricius (=*Leucophaea maderae*) e *Nauphoeta cinerea* (Olivier). São espécies grandes, domésticas ocasionais, geralmente não encontradas em apartamentos modernos de grandes áreas urbanizadas.

Panchlorinae. Esse grupo neotropical é denominado por causa da cor esverdeada (algumas vezes azulada dos adultos), enquanto que as ninfas são castanho-escuras e parecem com as de *Pycnoscelus* Scudder ou de *Parasphaeria* Brunner von Wattenwyl. Em *Panchlora* Burmeister, as ninfas são encontradas nos detritos sob as cascas soltas de troncos mortos ou ainda dentro de galerias de besouros na madeira morta. Outros gêneros da subfamília, como *Achroblatta* Saussure, têm modos de vida muito pouco conhecidos, provavelmente ocorrendo majoritariamente na copa das árvores. O comportamento de acasalamento de algumas espécies de *Panchlora* é anômalo, sem cavalgadura, indo diretamente para a posição de união entre as extremidades posteriores, que é deflagrada com a emissão de som e a reduzida genitália do macho, geralmente sem um gancho.

Pycnoscelinae*. Essa subfamília está distribuída no sudoeste asiático (Princis 1962-1971) e presente no Brasil apenas com os clones partenogenéticos e sinantrópicos de *Pycnoscelus surinamensis* L. Foi demonstrado que estão presentes em vários lugares perturbados pelo homem (Roth & Willis 1960), incluindo diferentes tipos de plantações no Brasil, onde se enterram na poeira ou na areia à sombra das plantas. Não têm propensão para invadir ambientes naturais adjacentes às plantações (Grandcolas *et al.* 1996; Pellens & Grandcolas 2002).

Zetoborinae. Este grupo foi inicialmente definido com base na forma do corpo alargada e achatada das espécies subcorticícolas e, mais tarde, com base na forma alongada e apicalmente encurvada do esclerito genital mediano do macho (Rocha e Silva & Aguiar 1977; Lopes 1978). Seu comportamento social foi estudado em mais detalhes (Van Baaren *et al.* 2002b, 2003) e sintetizado no quadro evolutivo estabelecido por Grandcolas (1998b) e Pellens *et al.* (2007a,b). Muitas espécies têm o comportamento de tanatose, que as permite escapar à predação por formigas-de-correição (Grandcolas & Deleporte 1994). Esse é outro grupo neotropical grande e muito diversificado (Grandcolas 1993b, 1998b), cujo modo de vida inclui: espécies solitárias do folhiço, como *Thanatophyllum* Grandcolas, provavelmente presente no Brasil (Grandcolas 1993b); espécies gregárias especializadas em casca solta, como em *Lanxoblatta* Hebard, *Phortioeca* Saussure, *Tribonium* Saussure e *Zetobora* Burmeister (Grandcolas 1993c,d); espécies de ninhos de pássaros do gênero *Cacicus* Lacépède (Aves, Fringillidae), como em *Schultesia* Roth (Roth, 1973; Grandcolas 1993d; Van Baaren *et al.* 2002a); e até espécies subsociais xilófagas abrigando flagelados intestinais, como no gênero *Parasphaeria* Brunner von Wattenwyl (Grandcolas & Pellens 2002; Pellens *et al.* 2002; Pellens *et al.* 2007b). Outros gêneros são *Alvarengaia* Rocha e Silva (Albuquerque) & Aguiar; *Phortioecoides* Rehn, *Schistopeltis* Rehn e *Schizopilia* Saussure. *Mioblatta* Saussure & Zehntner é *incertae sedis*.

6. Blattellidae

Chave para as subfamílias

1. Tegumento liso ou rugoso, possivelmente pubescente, mas não aveludado. Antena raramente espessada ao longo de todo o comprimento. Tergo ninfal raramente produz cola. Tamanho pequeno a médio (5-30 mm) ..... **Blattellinae**
— Tegumento aveludado, com pubescência quase dourada (Fig. 27.6). Antena geralmente de cor escura e espessa (Fig. 27.6). Tergo ninfal frequentemente glandular (Fig. 27.6). Tamanho médio a muito grande (15-60 mm) ..... **Nyctiborinae**

Blattellinae. É cosmopolita e muito grande, mas de conhecimento ainda muito pobre, necessitando vários estudos de revisão. Nessa perspectiva, o número de gêneros e espécies registradas é subestimado. Suas espécies são muito semelhantes às de Pseudophyllodromiinae, mas filogeneticamente são bem distintas, ao contrário do que era assumido em esquemas taxonômicos prévios (McKittrick 1964; Roth 1970a). O grupo é difícil de caracterizar morfologicamente, com poucas apomorfias morfológicas, mas sua monofilia não foi refutada até agora (Grandcolas 1996). A placa subgenital geralmente é menos complicada que em Pseudophyllodromiinae. Compreendem principalmente espécies delgadas de tamanho pequeno e médio com pernas longas, especializadas em todo tipo de folhiço, tanto suspenso (*Cahita* Hebard, *Dasyblatta* Hebard, *Dendroblatta* Rehn e *Ischnoptera* Burmeister), quanto terrestre (*Xestoblatta* Hebard) ou raramente troncos ocos (*Xestoblatta*). As espécies são gregárias (agregados de ninfas e adultos) ou solitárias, mesmo em *Xestoblatta*. Outros gêneros têm modos de vida bem distintos, como *Calhypnorna* Saussure & Zehntner ou *Hypnorna* Stål, que parecem com besouros e são encontrados em casca de troncos, *Lanta* Hebard, que parece com Latindiinae forrageadoras de cascas, ou *Attaphila* Wheeler, que vive em ninhos de formigas *Atta*. Outros gêneros são *Aseucina* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney, *Blattella* Caudell, *Chromatonotus* Hebard, *Eudromiella* Hebard, *Hypnornoides* Rehn, *Moluchia* Rehn e *Pseudomops* Serville.

Gêneros *incertae sedis*, incluindo algumas formas assim chamadas de Atticolidae são: *Atticola* Bolivar, *Caloblatta* Saussure, *Ceuthobiella* Hebard, *Lophometopum* Hebard, *Melyroidea* Shelford, *Liosilpha* Stål, *Myrmeblattina* Chopard, *Phorticolea* Bolivar (=*Nothoblatta* Bolivar) e *Sciablatta* Hebard.

O grupo é predominantemente ovíparo, mas a ooteca é frequentemente mantida pela fêmea na extremidade do abdômen até o nascimento das ninfas, como na barata doméstica mais comum *Blattella germanica* (Roth 1970a). Por isso, esse grupo foi suposto erroneamente representar um intermediário evolutivo entre os grupos ovíparos como em Pseudophyllodromiidae e as Blaberidae ovovivíparas (McKittrick 1964; Roth 1970a). Muitas ootecas de espécies de Blattellinae estão descritas em Roth (1971).

Nyctiborinae. É um grupo neotropical com indivíduos de tamanho médio a muito grande, diagnosticável por vários caracteres, o mais conspícuo sendo a ocorrência de cerdas achatadas com um padrão de espinha-de-peixe (Grandcolas 1996). Essas cerdas, quando vistas a olho nú ou com pequena ampliação em lupas binoculares, parecem uma extensa pubescência quase dourada cobrindo a maior parte da superfície do corpo em diferentes densidades. Elas dão aspecto aveludado e dourado ao tegumento. Possuem glândulas dorso abdominais conspícuas que são particularmente desenvolvidas nas ninfas de *Nyctibora* Burmeister (=*Heminyctibora* Saussure & Zehntner) ou *Megaloblatta* Dohrn (Schal *et al.* 1982). Deve-se notar que *Paramuzoa* Roth compreende espécies xilófagas e sexualmente dimórficas muito discretas. Alguns gêneros parecem especializados na copa, incluindo gêneros com cores brilhantes, como *Eushelfordia* Hebard e *Paratropes* Serville. Outros gêneros nesse grupo são *Eunyctibora* Shelford, *Pseudischnoptera* Saussure e *Eushelfordiella* Lopes & Oliveira.

Agradecimentos. Roseli Pellens foi financiada com uma bolsa PDE do CNPq para um estágio de pós-doutorado na UMR 5202 CNRS do Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, França (200983/2004-0) e posteriormente com uma bolsa PDJ na Universidade Federal do Rio de Janeiro (154834-2006/8). Agradecemos Louis M. Roth (*in memorian*), Rémy Brossut, Jean-Pierre Farine, Pierre Deleporte, Xavier Bellés e Sonia Lopes pelas frutíferas discussões sobre Blattaria que permitiram clarear algumas das ideias apresentadas neste manuscrito. A. F. Legendre pela foto cedida para uso na página de rosto. Este capítulo é dedicado a F.A. McKittrick, K. Princis, I. Rocha e Silva Albuquerque e L.M. Roth, que muito contribuíram para o conhecimento de baratas no mundo e no Brasil.

Referências bibliográficas

Bell, W.J. & K.G. Adiyodi (eds.) 1981. **The American cockroach.** Chapman and Hall, London, 529 p.

Bhoopathy, S. 1998. Incidence of parental care in the cockroach *Thorax porcellana* (Saravas) (Blaberidae: Blattaria). **Current Science** 74: 248-251.

Cornwell, P.B. 1968. **The cockroach.** Vol. I. A laboratory insect and an industrial pest. Hutchinson, London, 391 p.

Costa Lima, A.M. da 1938. **Insetos do Brasil. Capítulo XIV, Ordem Blattariae,** p. 217-250. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia. Tomo 1, 470 p.

Figueiredo, R.R.; S. Dorf; M.S. Couri; A.A. Azevedo & F. Mossumez 2002. Strange animated bodies in othorinolaringology. **Revista Brasileira de Otorrinolaringologia** 68: 722-728.

Gautier, J.Y. & P. Deleporte 1986. Behavioural ecology of a forest living cockroach, *Lamproblatta albipalpus* in French Guiana, p: 17-22. *In*: L. C. Drickamer (ed.) **Behavioral ecology and population ecoloy**, I.E.C., Toulouse. 150 p.

Grandcolas, P. 1993a.La position phylogénétique de *Miroblatta* Shelford, 1906 et l'évolution de la plicature des ailes chez les Blattes (Dictyoptera: Blattaria). **Annales de la Société entomologique de France (N.S.)** 29: 345-349.

Grandcolas, P. 1993b. Monophylie et structure phylogénétique des [Blaberinae + Zetoborinae + Gyninae + Diplopterinae] (Dictyoptera: Blaberidae). **Annales de la Société entomologique de France (N.S.)** 29: 195-222.

Grandcolas, P. 1993c. The origin of biological diversity in a tropical cockroach lineage: a phylogenetic analysis of hábitat choice and biome occupancy. **Acta Oecologica 14**: 259-270.

Grandcolas, P. 1993d. Hábitats of solitary and gregarious species in the neotropical Zetoborinae (Insecta, Blattaria). **Stndies in Neotropical Fauna and Environment** 28: 179-190.

Grandcolas, P. 1994a. Phylogenetic systematics of the subfamily Polyphaginae, with the assignment of *Cryptocercus* Scudder, 1862 to this taxon (Blattaria, Blaberoidea, Polyphagidae). **Systematic Entomology** 19: 145-158.

Grandcolas, P. 1994b. La richesse spécifique des communautés de Blattes du sous-bois en forêt tropicale de Guyane Française. **Revue d'Ecologie (Terre Vie) 49**: 139-50.

Grandcolas, P. 1994c. Les Blattes de la forêt tropicale de Guyane Française: structure du peuplement (Insecta, Dictyoptera, Blattaria). **Bulletin de la société Zoologique de France** 119: 59-67.

Grandcolas, P. 1995. Bionomics of a desert cockroach, *Heterogamisca chopardi* Uvarov, 1936 after the spring rainfalls in Saudi Arabia (Insecta, Blattaria, Polyphaginae). **Journal of Arid Environments** 31: 325-334.

Grandcolas, P. 1996. The phylogeny of cockroach families: a cladistic appraisal of morpho-anatomical data. **Canadian Journal of Zoology** 74: 508-527.

Grandcolas, P. 1997a. Systématique phylogénétique de la sous-famille des Tryonicinae (Dictyoptera, Blattaria, Blattidae), p. 91-124. *In* : J. Najt & L. Matile (eds.). **Zoologia Neocaledonica, Vol 4. Mémoires du Muséum national d'Histoire naturelle** 171, Paris. 399 p.

Grandcolas, P. 1997b. The monophyly of the subfamily Perisphaeriinae (Dictyoptera: Blattaria: Blaberidae). **Systematic Entomology** 22: 123-130.

Grandcolas, P. 1998. The evolutionary interplay of social behavior, resource use and anti-predator behavior in Zetoborinae + Blaberinae + Gyninae + Diplopterinae cockroaches: a phylogenetic analysis. **Cladistics** 14: 117-127.

Grandcolas, P. 1999. The origin of diversity in cockroaches: a phylogenetic perspective of sociality, reproduction, communication and ecology, p. 397-420. *In*: A. Melic, J.J. de Haro, M. Mendez & I. Ribera (eds.). **Evolucion y Filogenia de Arthropoda**, Zaragoza. 806 p.

Grandcolas, P. 2011. Muséum National d'Histoire Naturelle. http://www.mnhn.fr/mnhn/oseb/grandcolas.htm

Grandcolas, P. & P. Deleporte 1994. Escape from predation by Army Ants in *Lanxoblatta* cockroach larvae (Insecta, Blattaria, Zetoborinae). **Biotropica 26**: 469-472.

Grandcolas, P. & C. D'Haese 2001. The phylogeny of cockroach families: is the current molecular hypothesis robust? **Cladistics** 17: 48-55.

Grandcolas, P.; A. Dejean & P. Deleporte 1996. The invading parthenogenetic cockroach: a natural history comment on Parker and Niklasson's study. **Journal of Evolutionary Biology** 9: 1023-1026.

Grandcolas, P.; Y.C. Park; J.C. Choe; M.D. Piulachs; X. Bellés; C. D'Haese; J.P. Farine & R. Brossut 2001. What does *Cryptocercus kyebangensis*, n.sp. from Korea reveal about *Cryptocercus* evolution? A study in morphology, molecular phylogeny and chemistry of tergal glands (Dictyoptera, Blattaria, Polyphagidae). **Proceedings of the Academy of natural Sciences of Philadelphia** 151: 61-79.

Guthrie, D.M. & A.R. Tindall 1968. **The biology of the cockroach**. Edward Arnold, London, 408 p.

Irmler, U. & K. Furch 1979. Production, energy, and nutrient turnover of the cockroach *Epilampra irmleri* Rocha e Silva & Aguiar in a Central-Amazonian inundation forest. **Amazoniana** 6: 497-520.

Kambhampati, S. 1995. A phylogeny of cockroaches and related insects based on DNA sequence of mitochondrial ribosomal RNA genes. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 92: 2017-2020.

Kambhampati, S. 1996. Phylogenetic relationship among cockroach families inferred from mitochondrial 12S rRNA gene sequence. **Systematic Entomology** 21: 89-98.

Klass, K.D. 1997. The external male genitalia and the phylogeny of Blattaria and Mantodea. **Bonner Zoologische Monografien** 42: 1-341.

Kunkel, J.G. 1995. BlattaBase : The cockroach home page. Created November 1995. Updated January 2006. <http://www.bio.umass.edu/biology/kunkel/cockroach.html>. Acesso: 17/jul/2006.

Leconte, O. ; J.C. Lefeuvre & P. Razet 1967. Un nouveau critère taxonomique chez les blattes: l'insertion des tubes de Malpighi. **Comptes-Rendus de l'Académie des Sciences** 265: 1397-1400.

Lo, N. ; G. Tokuda; H. Watanabe; H. Rose; M. Slaytor; K. Maekawa; C. Bandi & H. Noda 2000. Evidence from multiple gene sequences indicated that termites evolved from wood-feeding cockroaches. **Current Biology** 10: 801-804.

Lopes, S.M.R. 1978. Revisão do gênero *Tribonium* Saussure, 1862, com descrição de três espécies novas (Blaberidae, Blattaria, Dictyoptera). **Revista Brasileira de Biologia** 38: 395-405.

Lopes, S.M. 2005. Setor de Blattaria. <http://acd.ufrj.br/mnde/blattaria/>. Acesso: 17/jul/2006.

Lopes, S.M. & E.H. Oliveira 2000. Material-tipo de Blattaria descrito por Rocha e Silva, depositado na coleção do Museu Nacional, Rio de Janeiro. **Publicações Avulsas do Museu Nacional** 85: 1-24.

Lopes, S.M. & E.H. Oliveira 2001a. Três espécies novas de *Helgaia* Rocha e Silva-Albuquerque & Gurney, 1963 do Estado do Rio de Janeiro, Brasil (Dictyoptera, Blattaria, Blattellidae, Plectopterinae). **Entomología y Vectores** 8: 371-384.

Lopes, S.M. & E.H. Oliveira 2001b. Espécies novas de *Minablatta* Rehn, 1940 do Brasil e notas sobre o gênero (Dictyoptera, Blattaria, Blaberidae, Blaberinae, Blaberini). **Boletim do Museu Nacional, N.S., Rio de Janeiro** 444: 1-6.

Lopes, S.M. & E.H. Oliveira 2002a. Espécies novas de *Helgaia* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney, 1963, da região sudeste do Brasil (Blattaria, Blattellidae). **Boletim do Museu Nacional do Rio de Janeiro, Zoologia** 487: 1-16.

Lopes, S.M. & E.H. Oliveira 2002b. Descrição de duas espécies novas de *Helgaia* Rocha e Silva Albuquerque & Gurney, 1963, do Brasil (Blattaria, Blattellidae). **Entomologia y Vectores** 9: 209-221.

Lopes, S.M; E.H. Oliveira & M.C. Araujo 2004. Novos registros de *Phoetalia pallida* (Brunner [sic], 1865) para o Brasil e considerações sobre a variação cromática da espécie (Blattaria, Blaberidae, Blaberinae). **Acta Amazonica** 34: 665-667.

Maddison, D.R. 2002. Dictyoptera. Version 01 January 2002. <http://tolweb.org/Dictyoptera/8253>. Acesso: 17/jul/2006.

Maekawa, K. & T. Matsumoto 2000. Molecular phylogeny of cockroaches (Blattaria) based on mitochondrial COII gene sequences. **Systematic Entomology** 25: 511-519.

McKittrick, F.A. 1964. Evolutionary study of cockroaches. **Cornell University Agriculture Experimental Station Memoir** 389: 1-197.

Nagamitsu, T. & T. Inoue 1997. Cockroach pollination and breeding system of *Uvaria elmeri* (Annonaceae) in a lowland mixed-dipterocarp forest in Sarawak. **American Journal of Botany** 84: 208-213.

Pellens, R. & P. Grandcolas 2002. Are successful colonizers necessarily invasive species? The case of the so-called invading parthenogenetic cockroach, *Pycnoscelus surinamensis*, in the Brazilian atlantic forest. **Revue d'Ecologie (Terre Vie)** 57: 253-261.

Pellens, R. & P. Grandcolas 2003. Living in Atlantic forest fragments: life habits, behaviour and colony structure of the cockroach *Monastria biguttata* (Dictyoptera, Blaberidae, Blaberinae) in Espirito Santo, Brazil. **Canadian Journal of Zoology** 82: 1929-1937.

Pellens, R. & P. Grandcolas 2007. The conservation refugium value of small and disturbed Brazilian Atlantic forest fragments for the endemic ovoviviparous cockroach *Monastria biguttata* (Insecta: Dictyoptera, Blaberidae, Blaberinae). **Zoological Science** 24: 11-19.

Pellens, R. & P. Grandcolas 2008. Catalogue of Blattaria (Insecta) from Brazil. **Zootaxa** 1709: 1-109.

Pellens, R., P. Grandcolas & I.D. Silva-Neto 2002. A new and independently evolved case of xylophagy and the presence of intestinal flagellates in cockroaches: *Parasphaeria boleiriana* (Dictyoptera, Blaberidae, Zetoborinae) from the remnants of Brazilian Atlantic Forest. **Canadian Journal of Zoology** 80: 350-359.

Pellens, R., F. Legendre & P. Grandcolas. 2007a. Phylogenetic analysis of social behavior evolution in [Zetoborinae + Blaberinae + Gyninae + Diplopterinae] cockroaches: an update with the study of endemic radiations from the Atlantic forest. **Studies on Neotropical Fauna & Environment** 42: 25-31.

Pellens, R., C. D'Haese, X. Bellés, M. D. Piulacs, F. Legendre, W. Wheeler & P. Grandcolas. 2007b. The evolutionary transition from subsocial to eusocial behavior in Dictyoptera: phylogenetic evidence for modification of the "shift-in-dependent-care" hypothesis with a new subsocial cockroach. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 43: 616-626.

Princis, K. 1960. Zur systematik der Blattarien. **Eos, Revista Espanola de Entomologia** 36: 427-449.

Princis, K., 1962-71. Blattariae. Pars 3, 4, 6, 7, 8, 11, 13, 14. **Orthopterorum Catalogus**. M. Beier. Junk's-Gravenhage, The Hague. 1224 p.

Rocha e Silva Albuquerque, I. 1972. Inventário dos Blattaria da Amazônia, com descrição de três espécies novas. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi (Série Zoologia)** 76: 1-38.

Rocha e Silva Albuquerque, I. 1984. Revisão do gênero *Euphyllodromia* Shelford, 1908 (Blattellidae : Blattodea : Dictyoptera). **Revista Brasileira de Entomologia** 28: 65-85.

Rocha e Silva Albuquerque I. & S.M. Lopes 1976. Blattaria de Bromélia (Dictyoptera). **Revista Brasileira de Biologia** 34: 873-901.

Rocha e Silva, I. & G.M. Aguiar 1977. Blattariae da Amazônia. Família Blaberidae da localidade Sinop, estado de Mato Grosso, Brasil (Dictyoptera). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi (Série Zoologia)** 88: 1-30.

Rocha e Silva Albuquerque, I.; R. Tibana; J. Jurberg & A.M.P. Rebordões 1976. Contribuição para o conhecimento ecológico de *Poeciloderrhis cibrosa* (Burmeister) e *Poeciloderrhis verticalis* (Burmeister) com um estudo sobre a genitalia externa (Dictyoptera: Blattariae). **Revista Brasileira de Biologia** 36: 239-250.

Roth, L.M. 1967. Water changes in cockroach oothecae in relation to the evolution of ovoviviparity and viviparity. **Annals of the Entomological Society of America** 60: 928-946.

Roth, L.M. 1970a. Evolution and taxonomic significance of reproduction in Blattaria. **Annual Review of Entomology** 15: 75-96.

Roth, L.M. 1971. Additions to the oothecae, uricose glands, ovarioles, and tergal glands of Blattaria. **Annals of the Entomological Society of America** 64: 127-141.

Roth, L.M. 1973. Brazilian cockroaches found in birds' nests, with description of new genera and species. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 75: 1-27.

Roth, L.M. 2003a. Systematics and phylogeny of cockroaches (Dictyoptera: Blattaria). **Oriental Insects** 37: 1-186.

Roth, L. 2003b. *Lamproglandifera flavoglandis*, n. gen., n. sp., from Brazil is described (Blattidae: Lamproblattinae). **Transactions of the American Entomological Society** 129: 285-293.

Roth L.M. & E.R. Willis 1957. The medical and veterinary importance of cockroaches. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 134(10): vii + 147 p.

Roth L. M. & E.R. Willis 1960. The biotic association of cockroaches. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 141: xxxvii + 439 p.

Santori, R.T.; D.A. Moraes & R. Cerqueira 1995. Diet composition of *Metachirus nudicaudatus* and *Didelphis aurita* (Marsupialia, Didelphoidea) in Southeastern Brazil. **Mammalia** 59: 511-516.

Santori, R.T.; D.A. Moraes; C.E.V. Grelle & R. Cerqueira 1997. Natural diet at a restinga forest and laboratory food preferences of the opossum *Philander frenata* in Brazil. **Studies on Neotropical Fauna & Environment** 32: 12-16.

Schal, C. & W.J. Bell 1986. Vertical community structure and resource utilization in neotropical forest cockroaches. **Ecological Entomology** 11: 411-423.

Schal, C.; J. Fraser & W.J. Bell 1982. Disturbance stridulation and chemical defence in nymphs of the tropical cockroach *Megaloblatta blaberoides*. **Journal of Insect Physiology** 28: 541-552.

Schal, C.; J.Y. Gautier & W.J. Bell 1984. Behavioural ecology of cockroaches. **Biological Review** 59: 209-254.

Van Baaren, J.; P. Deleporte & P.Grandcolas 2002a. Cockroaches found in nests of Icteridae birds in French Guiana. **Amazoniana** 17: 243-248.

Van Baaren, J.; P. Deleporte; P. Grandcolas; V. Biquand & J.-S. Pierre 2002b. Measurement for solitariness and gregarism: analysing spacing, attraction and interactions in four species of Zetoborinae (Blattaria). **Ethology** 108: 697-712.

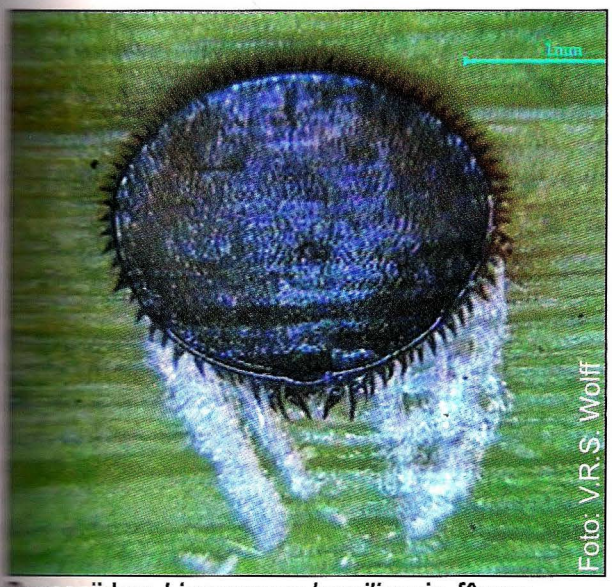
Van Baaren, J.; A.S. Bonhomme; P. Deleporte & J.-S. Pierre 2003. Behaviours promoting grouping or dispersal of mother and neonates in ovoviviparous cockroaches. **Insectes Sociaux** 50: 45-53.

Zompro, O. & I. Fritzsche 1999. *Lucihormetica fenestrata* n. gen., n. sp., the first record of luminescence in an orthopteroid insect (Dictyoptera : Blaberidae : Blaberinae : Brachycolini). **Amazoniana** 15: 211-219.

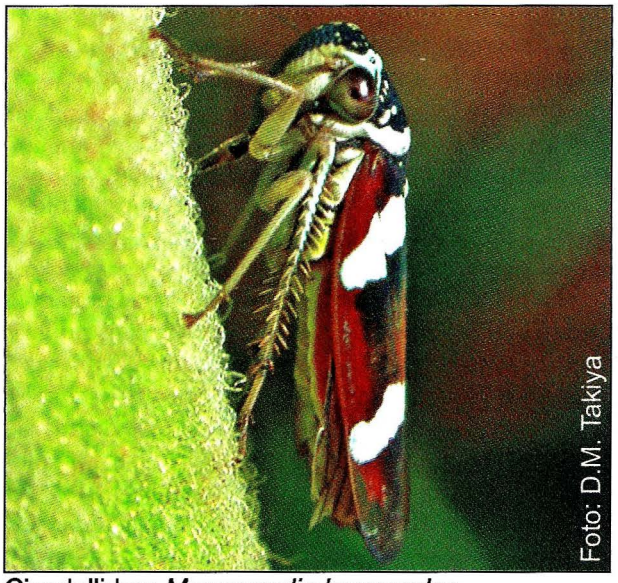
Capítulo 28

HEMIPTERA

Jocélia Grazia
Rodney R. Cavichioli
Vera Regina S. Wolff
José A. M. Fernandes
Daniela M. Takiya

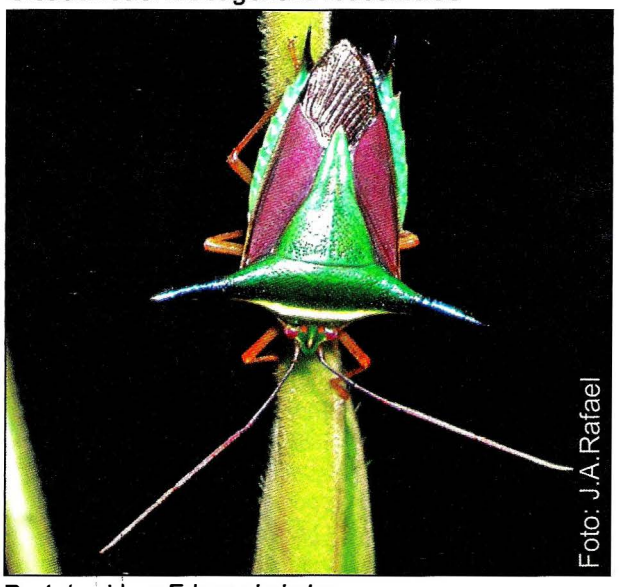


Beesoniidae: *Limacoccus brasiliensis*, fêmea



Cicadellidae: *Macugonalia leucomelas*

Fulgoridae: *Fulgora laternaria*



Pentatomidae: *Edessa bubalus*

HEMIPTERA Linnaeus, 1758

Jocélia Grazia
Rodney R. Cavichioli
Vera Regina S. Wolff
José A. M. Fernandes
Daniela M. Takiya

Etimologia. Do grego *hemi* = metade; *pteron* = asa. Refere-se às asas anteriores (= hemiélitros), com metade coriáceas e metade membranosas.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, aquáticos ou semiaquáticos. Variam de 0,5 a 130 mm de comprimento. A coloração geralmente é uniforme, predominantemente castanha ou negra, porém há espécies com coloração brilhante vermelha, amarela, azul ou verde. Caracterizam-se pelo aparelho bucal em forma de um rostro, constituído pelo lábio articulado onde se alojam as demais peças bucais sugadoras. Antena com três a dez artículos e tarsos geralmente trímeros, mas com exceções nas distintas subordens.

Introdução. A ordem Hemiptera é a maior e mais diversa entre os insetos hemimetábolos. Recebem vários nomes populares, de acordo com a subordem. São conhecidas cerca de 89 mil espécies em todo mundo, assim distribuídas nas quatro subordens reconhecidas atualmente: cerca de 16 mil em Sternorrhyncha, 35 mil em Auchenorrhyncha e 38 mil em Heteroptera. Coleorrhyncha, ausente no Brasil, contém cerca de 30 espécies. Compreende cerca de 10% de todas as espécies de insetos conhecidas, com uma estimativa para cerca de 150 mil espécies. No Brasil, há 791 espécies conhecidas de Sternorrhyncha, cerca de 4 mil de Auchenorrhyncha e cerca de 5.400 de Heteroptera, com uma estimativa para a existência de cerca de 30 mil espécies para toda a ordem no país.

O sucesso da ordem, dentre os hemimetábolos, talvez possa ser explicado pelo corpo mais compacto e sistema nervoso central muito concentrado, à semelhança dos holometábolos megadiversos. Essas características confeririam maior rapidez de resposta e um grau similar de complexidade comportamental. Outra razão para o sucesso é o aparelho bucal muito especializado, adaptado para picar e sugar. Percevejos predadores ocupam uma maior variedade de hábitats do que os membros fitófagos da ordem; entre os últimos, encontram-se algumas pragas muito destrutivas, enquanto que, entre os predadores, há inúmeras espécies benéficas à agricultura. A posição do rostro é diagnóstica para as subordens.

A antiga classificação de Hemiptera, com Homoptera (Auchenorrhyncha + Sternorrhyncha) como uma ordem ou subordem à parte foi abandonada porque Homoptera não constitui um grupo monofilético. Isso se deve ao posicionamento de Sternorrhyncha como grupo-irmão de todos outros Hemiptera: Auchenorrhyncha, Coleorrhyncha e Heteroptera. Alguns autores, no entanto, também questionam a monofilia de Auchenorrhyncha, propondo a sua subdivisão em Fulgoromorpha (=Archaeorrhyncha) e Cicadomorpha (=Clypeorrhyncha), reconhecendo cinco subordens em Hemiptera. Algumas classificações ainda reúnem Coleorrhyncha a Heteroptera num grupo monofilético denominado Prosorrhyncha. Esses nomes referem-se a grupos monofiléticos que promovem a estabilidade da nomenclatura em Hemiptera. O arranjo de vários grupos (subordens, superfamílias e famílias) nessa ordem tem sido debatido por muitos anos. A classificação apresentada não deve ser vista como definitiva. Forero (2008) recentemente sumariou as principais hipóteses filogenéticas para Hemiptera e seus subgrupos.

Chave para as subordens de Hemiptera que ocorrem no Brasil

1. Rostro originando-se na região anterior da cabeça. Asa anterior geralmente com a metade basal coriácea e a metade distal membranosa (hemiélitro) (Fig. 28.88c) ..... **Heteroptera**

— Rostro emergindo da parte posterior da cabeça ou entre as coxas anteriores. Asa anterior com textura uniforme, pergaminácea ou membranosa 2

2(1). Antena curta, flagelo aristiforme. Rostro originando-se da parte posterior da cabeça. Tarsos geralmente trímeros ..... **Auchenorrhyncha**

— Antena curta ou longa, flagelo nunca aristiforme. Rostro, quando presente, originando-se próximo ou entre as coxas anteriores. Tarsos mono ou dímeros ..... **Sternorrhyncha**

SUBORDEM STERNORRHYNCHA Amyot & Serville, 1843

Vera Regina S. Wolff

Etimologia. Do grego *sternum* = esterno, peito; *rhynchos* = nariz, rostro. Refere-se à localização do rostro, aparentemente emergindo do esterno entre as coxas das pernas anteriores.

Diagnose. Os esternorrincos são terrestres, pequenos, variando de menos de 1 mm até cerca de 5 mm de comprimento. Cabeça opistognata, com o rostro emergindo da parte posterior da cabeça, aparentemente entre as coxas anteriores. Antena geralmente longa e filiforme. Ápteros ou alados. Tarsos monômeros ou dímeros.

Introdução. Somente alguns esternorrincos têm nomes populares, como moscas-brancas (aleirodoideos), pulgões (afidoideos) e cochonilhas (cocoideos). São cosmopolitas, com cerca de 16 mil espécies descritas do mundo. São fitófagos, muitos de importância agrícola. Os aleirodídeos são semelhantes a minúsculas mariposas, delicados e diminutos, com cerca de 1,0 a 2,0 mm de comprimento, com dois pares de asas recobertas por pó branco, ceroso, pernas e antena bem desenvolvidas. Os afídeos são polimórficos, não sociais, antena com três a seis artículos, fêmeas partenogenéticas ovíparas ou vivíparas. Machos funcionais. Nas regiões de clima tropical, predominam as fêmeas partenogenéticas vivíparas. As cochonilhas fêmeas adultas são ápteras, com aspecto e coloração variável nos diversos grupos, algumas com corpo nu, outras recobertas de cera pulverulenta ou em placas, algumas secretam laca e outras são revestidas por escamas ou carapaças. Há espécimes que possuem escudo ceroso protetor que pode ser destacado; espécimes revestidos com secreção cerosa que não se destaca; espécimes que formam um ovissaco onde acumulam os ovos; e outros com filamentos radiais cerosos ao redor do corpo.

O fóssil mais antigo conhecido do grupo é de um afídeo, do Triássico, mas os esternorrincos podem ter se originado no Permiano (Gullan & Cook 2007). O fóssil mais antigo de cochonilha é do Cretáceo, mas o grupo pode ter se originado no Triássico, ou ainda no Permiano. São conhecidos fósseis de aleirodídeos do Cretáceo e Terciário, em âmbar (Gullan & Martins 2003). Aphidoidea e Coccoidea já poderiam ser encontrados no Cretáceo, quando também surgiram as formigas, sendo que as relações trofobiontes entre esses insetos podem ter surgido no Oligoceno Inferior (Delabie 2001).

Morfologia (adultos). Cabeça opistognata, com o rostro emergindo da parte posterior da cabeça, aparentemente entre as coxas anteriores. Olhos compostos. Antena reduzida com três a dez artículos, alguns com cerdas sensoriais. Rostro sugador, com quatro estiletes perfurantes. Protórax desenvolvido. Pernas geralmente ambulatoriais com uma ou duas garras tarsais. Ambas as asas ausentes ou com o par anterior bem desenvolvido e o posterior reduzido, semelhante aos balancins dos dípteros (cochonilhas macho) ou com os dois pares desenvolvidos, membranosas ou pergaminosas (tégmina). Abdômen com apêndices variáveis de acordo com a superfamília, com estruturas perianais para remoção das excreções e glândulas produtoras de cera (Gallo *et al.* 2002).

Os machos adultos das cochonilhas possuem um par de asas membranosas com venação reduzida, pernas bem desenvolvidas, com tarsos monômeros e aparelho bucal atrofiado. Os psilídeos são semelhantes a pequenas cigarras, têm três ocelos, antena desenvolvida, com dez artículos, rostro curto, com três artículos, dois pares de asas membranosas e perna posterior saltatória. Fêmea com gonapófise pontiaguda, voltada para trás; macho com o ápice das principais peças voltado para cima. Essas características são utilizadas para distinção das espécies.

Imaturos. Os aleirodídeos depositam ovos pedunculados. Passam por quatro ínstares e as ninfas são ápteras, de formato elíptico e achatado. No primeiro ínstar, são ativas e, nos subsequentes, são fixas. Não se alimentam no último ínstar (pupário), ficam presas nas folhas e podem ser confundidas com as cochonilhas. Os afídeos passam normalmente por quatro ínstares e as ninfas de algumas espécies produzem grande quantidade de secreção cerosa branca; os jovens que se tornarão alados têm as tecas alares a partir do segundo ínstar. As cochonilhas apresentam variação intraespecífica, inclusive, entre ambos os sexos. As fêmeas têm simplificação no desenvolvimento por meio de uma redução no número de ínstares ninfais (dois ou três); os machos têm dois ou três ínstares ninfais e um ou dois pupais (pré-pupa e pupa). Os psilídeos passam por cinco ínstares em seu desenvolvimento; as ninfas são achatadas, têm pernas curtas e tecas alares.

Biologia. Os aleirodídeos são encontrados na face inferior das folhas, onde formam grandes colônias envoltas em densos filamentos cerosos; sugam continuamente a seiva vegetal, provocando amarelecimento, seca e definhamento das folhas, podendo causar até a morte das plantas. A reprodução é sexuada, com oviparidade, podendo ocorrer partenogênese.

Os afídeos preferem as zonas de crescimento do vegetal, como as brotações, folhas novas e botões florais. Sugam continuamente a seiva das plantas, provocando amarelecimento, enrugamento, deformação e definhamento, podendo causar a morte pelo enfraquecimento generalizado. Além disso, por meio das picadas de prova e de alimentação, podem transmitir

vírus às plantas. As formas aladas surgem quando a colônia se encontra numerosa em relação ao espaço e alimento disponível, tendo a função de dividir e disseminar a população.

As cochonilhas são encontradas em diferentes partes das plantas, locomovendo-se muito pouco. Formam grandes colônias e sugam continuamente a seiva, provocando manchas, definhamento e até a morte das plantas; algumas espécies induzem a formação de galhas. A reprodução é partenogenética ou sexuada. Nos adultos, os machos são alados e as fêmeas são ápteras e possuem pouca mobilidade ou são fixas nos hospedeiros. A maioria é ovípara e algumas formas são ovovivíparas.

Os psilídeos vivem gregariamente na face inferior das folhas, em ramos, brotos e gomos terminais; sugam a seiva das folhas, causam deformações e induzem a formação de galhas, onde são encontradas as colônias. Podem transmitir vírus às plantas. São ovíparos e os ovos frequentemente são pedunculados.

Classificação. A subordem Sternorrhyncha está dividida em quatro superfamílias: Aleyrodoidea, Aphidoidea, Coccoidea e Psylloidea (Carver *et al.* 1991). Seguem-se as famílias reconhecidas para cada superfamília. Há dificuldade em quantificar as espécies por família devido às variações entre classificações, no sentido que alguns autores aceitam como família táxons que outros aceitam como subfamília. Entre parênteses, consta o número aproximado de espécies registradas para o Brasil.

Aleyrodoidea
1. Aleyrodidae (126)

Aphidoidea
2. Adelgidae (1)
   Anoeciidae
3. Aphididae (107)
   Callaphididae
   Chaitophoridae
4. Drepanosiphidae (19)
5. Greenideidae (3)
6. Hormaphididae (4)
7. Lachnidae (9)
   Mindaridae
8. Pemphigidae (8)
   Phloeomyzidae
9. Phylloxeridae (2)
   Thelaxidae

Coccoidea
10. Aclerdidae (3)
    Arnoldidae
11. Asterolecaniidae (18)
12. Beesoniidae (2)
    Callipappidae
13. Carayonemidae (1)
14. Cerococcidae (6)
15. Coccidae (151)
16. Coelostomidiidae (3)
17. Conchaspididae (5)
18. Dactylopiidae (2)
19. Diaspididae (160)
    Electrococcidae
20. Eriococcidae (29)
    Grimaldiellidae
    Grohnidae
    Halimococcidae
    Hammanococcidae
    Inkaidae
    Jersicoccidae
    Kermesidae
21. Kerriidae (8)
    Kukaspididae
    Kuwaniidae
    Labiococcidae
    Lebanococcidae
22. Lecanodiaspididae (1)
    Lithuanicoccidae
    Marchalinidae
23. Margarodidae (5)
    Matsucoccidae
    Micrococcidae
24. Monophlebidae (13)
25. Ortheziidae (13)
    Pennygullaniidae
    Phenacoleachiidae
26. Phoenicococcidae (2)
    Pityococcidae
27. Pseudococcidae (63)
    Putoidae
    Serafinidae
    Steingeliidae
    Stictococcidae
28. Stigmacoccidae (2)
    Weitschatidae
    Xylococcidae

Psylloidea
29. Calophyidae (1)
    Carsidaridae
    Homotomidae
    Phacopteronidae
30. Psyllidae (27)
31. Triozidae (10)

Relações filogenéticas. Estudos baseados em caracteres morfológicos e moleculares apresentam Sternorrhyncha como um grupo monofilético, sendo Psylloidea irmão dos demais membros do grupo, seguido por Aleyrodoidea como irmão de Aphidoidea e Coccoidea (Campbell *et al.* 1995; Foldi 1995; Gullan & Martins 2003).

Importância. Os esternorrincos são insetos sugadores fitófagos que geralmente causam danos à planta hospedeira, direta ou indiretamente. No primeiro caso, por meio da sucção de seiva e inoculação de substâncias tóxicas da saliva. No segundo, pela transmissão de fitovírus. Essas ações podem levar à morte do hospedeiro, se o ataque for intenso. Os frutos e folhas podem ficar manchados, deformados e até caírem. Frequentemente expelem um líquido açucarado que propicia o aparecimento da fumagina, um fungo preto que, dependendo de sua quantidade, pode prejudicar a fotossíntese, a respiração e a transpiração da planta. Esse líquido açucarado atrai formigas, que passaram a viver em simbiose com muitos esternorrincos protegendo-os contra inimigos naturais. Muitos esternorrincos são pragas de plantas de interesse econômico (horticultura, fruticultura, silvicultura e ornamentais). Algumas espécies de cochonilhas produzem substâncias úteis ao homem (corantes, resinas e laca) e outras cochonilhas ocorrem em certas cactáceas e podem ser utilizadas para o seu controle biológico.

Coleta e fixação. Os esternorrincos são encontrados em plantas silvestres ou cultivadas, desde a raiz até as partes aéreas, como tronco, folhas, flores e frutos. O material para a coleta deve ser lupa manual, pinças e pincéis, tesoura para cortar ramos, pazinha, sacos plásticos, frascos de vários tamanhos vazios ou com álcool 70-80%, jornal e prancha de madeira. Para a captura, pode ser utilizado o aspirador ou pincel fino umedecido em álcool. A conservação pode ser feita em meio líquido ou em lâmina. Se em meio líquido, utiliza-se o álcool 70-80%. No caso dos afídeos, é recomendável álcool 90-95%. Para cochonilhas em material vegetal, pode-se deixar o material secar entre folhas de jornal dentro de uma prensa. O material herborizado com as cochonilhas deve ser colocado em envelopes de papel, acondicionados em caixas com naftalina. Os aleirodídeos podem ser montados em alfinetes entomológicos ou conforme o método preconizado por Costa Lima (1942) e Barth (1958). Para as cochonilhas, pode ser utilizada a técnica citada por Granara de Willink (1990), que consiste na clarificação dos exemplares com hidróxido de potássio ou hidróxido de sódio a 10%, lavados em água destilada, sendo posteriormente coradas com fucsina ácida (opcional), acrescida de solução de Essig e em seguida desidratados com série alcoólica. Finalmente utiliza-se bálsamo-do-Canadá na montagem da lâmina, sendo opcional antes deste procedimento a utilização de óleo de cravo, que confere maleabilidade à cochonilha. Na preparação das lâminas com afídeos, pode ser utilizado o processo de clarificação e montagem, conforme os métodos de Ilharco e Lemos (1981) e Martin (1983).

Chave para as superfamílias e famílias de Sternorrhyncha (modificada de Costa Lima 1942; Brown & Hodkinson 1988; Costa *et al.* 1993a,b).

1. Tarsos fundidos à tíbia ou com um artículo 2
— Tarsos dímeros 3

2(1). Dimorfismo sexual distinto: fêmea com peças bucais fundidas e ápteras; macho com peças bucais vestigiais, o primeiro par de asas normal e o segundo reduzido, semelhante ao balancim dos dípteros ..... **Coccoidea** ... 11
— Dimorfismo sexual indistinto: machos e fêmeas adultos com dois pares de asas desenvolvidas; rostro curto com três artículos ..... **Psylloidea** ... 29

3(1). Antena com até seis artículos. Forma alada com dois pares de asas membranosas; um par de sifúnculos (cornículos) geralmente presente no segmento abdominal V ou VI .... **Aphidoidea** ... 4
— Antena geralmente com sete artículos. Dois pares de asas membranosas cobertas por pó branco, ceroso; sem sifúnculos ..... **Aleyrodoidea, Aleyrodidae**

4(3). Antena com três artículos nas ninfas. Adultos ápteros. Algumas vezes com os artículos antenais indiferenciados. Veia estigmática (Rs) ausente, nunca se dividindo. Sifúnculos sempre ausentes. Fêmeas partenogenéticas ovíparas 5
— Antena das ninfas neonatas frequentemente com três artículos, depois vão aumentando em número conforme a idade. Adultos alados. Antena com 4-6 artículos, raramente com menos. Veia estigmática (Rs) presente. Sifúnculos geralmente presentes. Fêmeas partenogenéticas vivíparas 6

5(4). Antena com dois sensores primários nas formas ápteras. Formas aladas com 1-2 sensores secundários. Corpo com glândulas ciríparas. Antena das fêmeas aladas com cinco artículos. Asa anterior com as veias anal e cubital separadas na base. Asas, quando em repouso, dispostas verticalmente. Abertura anal dorsal. Ocorrem sobre coníferas ..... **2. Adelgidae**
— Antena com um sensor primário nas formas ápteras e ninfas. Formas aladas com dois sensores primários, sem sensores secundários. Corpo sem glândulas ciríparas. Antena das fêmeas aladas com três ou quatro artículos. Asa anterior com veias anal e cubital convergindo para uma base comum. Asas, quando em repouso, dispostas horizontalmente. Abertura anal ventral. Nunca sobre coníferas ..... **9. Phylloxeridae**

6(4). Sifúnculos desenvolvidos, clavados, com três cerdas subapicais ..... **5. Greenideidae**
— Sifúnculos desenvolvidos, sem cerdas ou sifúnculo truncado 7

7(6). Sifúnculos em geral bem desenvolvidos, geralmente alongados. Ápice do abdômen geralmente alongado, nunca capitado ..... **3. Aphididae**
— Sifúnculos anelares, poriformes, truncados ou ausentes. Ápice do abdômen nunca alongado 8

8(7). Com três pares de gonapófises. Cabeça sem tubérculos frontais. Rostro com cinco artículos, por vezes com o quinto pouco perceptível. Sutura epicranial presente, pelo menos nas formas aladas. Não causam galhas. Ápice do abdômen e placa anal arredondadas ..... **7. Lachnidae**
— Com dois a quatro pares de gonapófises 9

9(8). Ápice do abdômen espatulado, raramente arredondado, triangular ou quase digitado ..... **4. Drepanosiphidae**
— Ápice do abdômen arredondado ou capitado 10

10(9). Cabeça das formas ápteras fundida ao pronoto. Segmento abdominal I sem estigmas. Trocânteres geralmente fundidos aos fêmures. Segundo tarsômero das formas adultas com duas cerdas capitadas dorso-apicais. Alguns ápteros com gerações aleirodiformes ..... **6. Hormaphididae**
— Cabeça das formas ápteras geralmente livre do pronoto. Segmento abdominal I com estigmas. Trocânteres geralmente não fundidos aos fêmures. Segundo tarsômero das formas adultas sem cerdas capitadas dorso-apicais, algumas vezes presentes nas ninfas neonatas. Formas ápteras sempre móveis ..... **8. Pemphigidae**

11(2). Com espiráculos abdominais 12
— Sem espiráculos abdominais 17

12(11). Espiráculos torácicos dorsais ..... **13. Carayonemidae**
— Espiráculos torácicos ventrais 13

13(12). Perna anterior bem desenvolvida, fossorial .... **23. Margarodidae**
— Perna anterior não fossorial 14

14(13). Com marsúpio que contém a vulva e cicatrizes .... **24. Monophlebidae**
— Sem marsúpio 15

15(14). Com um grupo de poros loculares nas paredes da vulva .... **28. Stigmacoccidae**
— Vulva sem poros loculares 16

16(15). Tubo anal bem desenvolvido ..... **16. Coelostomidiidae**
— Sem tubo anal ..... **25. Ortheziidae**

17(11). Placa anal presente 18
— Placa anal ausente 21

18(17). Uma placa anal simples 19
— Duas placas anais, algumas vezes fusionadas na parte anterior ou posterior 20

19(18). Com placas cribriformes e poros em forma de oito. Lóbulos anais proeminentes com uma cerda apical bem desenvolvida ..... **14. Cerococcidae**
— Ausência de placas cribriformes e de poros em forma de oito. Lóbulos anais ausentes e margem posterior do abdômen crenulada ..... **10. Aclerdidae**

20(18). Placas anais em forma de mariposa, arqueadas, com forquilha mediana. Pernas ausentes, algumas vezes representadas por uma área esclerosada ..... **22. Lecanodiaspididae**
— Placas anais mais ou menos triangulares, medianamente próximas. Pernas desenvolvidas ..... **15. Coccidae**

21(17). Últimos segmentos abdominais fusionados, formando o pigídio. Corpo protegido por um escudo formado por secreção cerosa e uma ou duas exúvias ..... **19. Diaspididae**
— Com falso pigídio ou sem pigídio. Corpo protegido ou não por escudo 22

22(21). Com falso pigídio. Corpo protegido por um escudo ceroso, sem exúvias ..... **17. Conchaspididae**
— Sem pigídio e escudo 23

23(22). Com espinho dorsal abdominal. Espiráculo anterior desenvolvido ..... **21. Kerriidae**
— Sem estas características **24**

24(23). Condutos tubulares sem filamento terminal. Margem dorsal com uma linha contínua de poros em forma de oito .... **11. Asterolecaniidae**
— Condutos tubulares com filamento terminal. Margem dorsal sem esta linha **25**

25(24). Aberturas anal e genital numa cavidade na extremidade abdominal (espécies da América do Sul) .... **12. Beesoniidae**
— Aberturas anal e genital não como acima **26**

26(25). Anel anal reduzido ou ausente **27**
— Anel anal desenvolvido **28**

27(26). Antena com um artículo. Pernas ausentes .... **26. Phoenicococcidae**
— Antena com mais de um artículo. Pernas desenvolvidas, com cerdas truncadas ..... **18. Dactylopiidae**

28(26). Normalmente com ostíolos, cerários e círculos. Condutos tubulares de diversos tipos, mas nunca em forma de taça..... ..... **27. Pseudococcidae**
— Ostíolos, cerários e círculos ausentes. Condutos tubulares em forma de taça ..... **20. Eriococcidae**

29(2). Asa anterior sem fenda na margem costal, com típica trifurcação das veias R+M+CuA. Antena com cerdas simples ..... **31. Triozidae**
— Asa anterior com uma fenda na margem costal. Antena com uma cerda bifurcada conspícua **30**

30(29). Três artículos antenais excepcionalmente longos, mais que três vezes mais longo que o artículo seguinte; subclavado; cerda apical frequentemente muito longa. Basitarso posterior sem espinhos saltatoriais ..... **29. Calophyidae**
— Três artículos antenais curtos, menos de três vezes o comprimento do próximo artículo, filiforme, com cerda apical menor do que o comprimento dos artículos nove e dez juntos. Basitarso posterior usualmente com pelo menos um espinho saltatorial ..... **30. Psyllidae**

1. Aleyrodidae (Fig. 28.1). São conhecidas popularmente como moscas-brancas. O adulto tem cerca de 3 mm de comprimento, com dois pares de asas membranosas recobertas com substância cerosa branca e pulverulenta. Entre as espécies de importância agrícola, *Aleurothixus floccosus* (Maskell) ataca principalmente citros e *Bemisia tabaci* (Gennadius) ocorre em feijoeiro, soja e algodão. A última é vetor do vírus do "mosaico" (Silva *et al.* 1968; Gallo *et al.* 2002). Chave para a identificação das espécies ocorrentes em citros no Brasil pode ser encontrada em Cassino & Nascimento (1999).

APHIDOIDEA (Figs. 28.2, 3)

São conhecidas popularmente como pulgões. Uma lista preliminar das espécies que ocorrem no Brasil com suas plantas hospedeiras foi publicada por Sousa-Silva & Ilharco (1995). Outras ocorrências foram listadas por Lazzarotto & Lazzari (2005) e Stary *et al.* (2007).

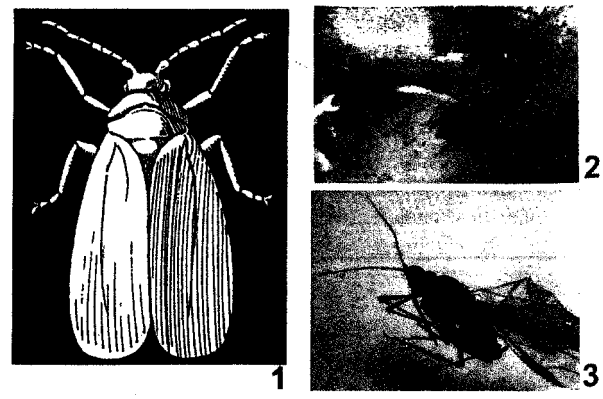
2. Adelgidae. São os pulgões "laníferos" que ocorrem em coníferas, onde induzem o aparecimento de galhas O pulgão *Pineus boerneri* (Annand) ocorre em *Pinus* spp. no Brasil.

3. Aphididae. É a mais numerosa em Aphidoidea, com mais de 2.200 espécies distribuídas em aproximadamente 350 gêneros (Kosztarab 1982). A maioria dos pulgões que causam prejuízos de importância econômica pertence a essa família. *Aphis gossypii* Glover ataca a cultura do algodoeiro, *A. vitis* Scopoli ataca videiras, *Brevicoryne brassicae* (L.), hortaliças e *Toxoptera citricidus* (Kirkaldy), a cultura de citros (Silva *et al.* 1968). Catálogo para as espécies do mundo em Remaudiere & Remaudiere (1997).

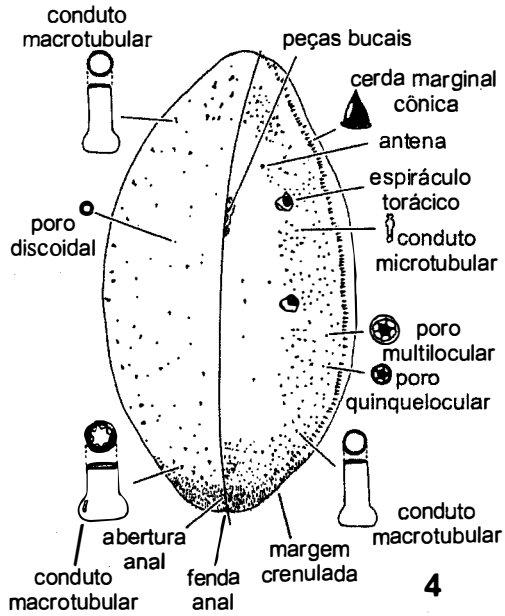
4. Drepanosiphidae (inclui Mindaridae, Phloeomyzidae, Anoeciidae, Thelaxidae, Chaitophoridae, tratadas como subfamílias). Possuem cerdas corporais curtas, antena com cinco ou seis artículos, sifúnculos truncados ou piriformes, codícola em forma de verruga e placa anal bilobada. *Therioaphis trifolii maculata* (Buckton) é uma praga da alfafa que ataca preferencialmente as folhas inferiores, que caem devido à ação da saliva toxicogênica. O pulgão *Lizerius tuberculatus* (Blanchard) foi registrado em *Nectandra megapotamica* Spreng. (Lauraceae). Várias espécies causam prejuízos às plantas ornamentais (Peronti & Sousa-Silva 2002).

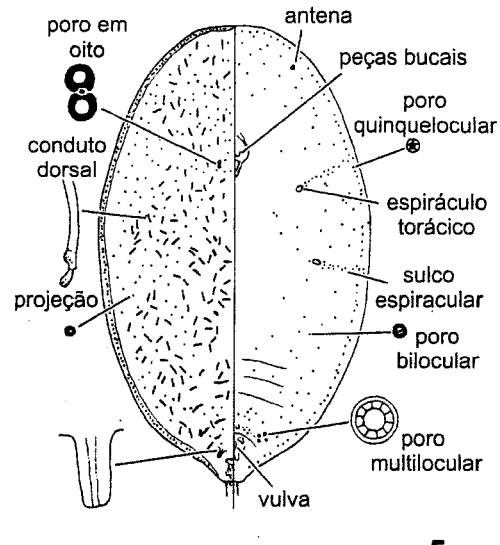
5. Greenideidae. Para o Brasil, há o registro de três espécies. *Brasilaphis bondari* Mordvilko provavelmente é nativa do Brasil. *Greenidea ficicola* Takahashi está associada a *Ficus* spp. e *G. psidii* van der Goot, a *Psidium* spp. (Sousa-Silva *et al.* 2005).

6. Hormaphididae. As ninfas e os adultos ápteros possuem cabeça e protórax fundidos; olho com três omatídios; antena com, no máximo, cinco artículos; porção terminal curta; sifúnculos em forma de poros ou ausentes; placa anal bilobada abaixo da cauda tuberculiforme. As espécies ápteras possuem pernas e antenas curtas, que raramente se estendem além das margens do corpo, podendo ser confundidos com cochonilhas ou pupários de moscas-brancas. Os alados repousam com as asas em sentido plano sobre o abdômen. Formam colônias e



Figuras 28.1-3. Sternorrhyncha. **1**, Aleyrodidae ou "mosca branca" (Fonte: Costa Lima 1942); **2**, Aphidoidea, pulgões ápteros; **3**, Aphidoidea, pulgão alado. Fotos 2 e 3 de V.R.S. Wolff.





Figuras 28.4-5. Sternorrhyncha. **4**, Aclerdidae; **5**, Asterolecanidae. Reprodução autorizada, California Department of Food and Agricultura, Sacramento.

provocam definhamentos, sugando continuamente a seiva nas folhas, pecíolos, brotos novos e espatas ainda fechadas. No Brasil, ocorrem três espécies de *Cerataphis* Lichtenstein, principalmente em orquídeas e palmeiras (Silva *et al.* 1968; Peronti & Sousa-Silva 2002).

7. Lachnidae. Possuem o corpo coberto com muitas cerdas finas; cabeça com sutura longitudinal média, fronte convexa, antena pilosa geralmente com seis artículos; porção terminal curta; sifúnculos em forma de cones baixos e pilosos, raramente com poros; codícola tão larga quanto longa; cerdas empodiais curtas, primeiros tarsômeros com nove ou mais cerdas ventrais. Veia média da asa anterior mais fina que as outras veias. No Brasil, *Cinara atlantica* (Wilson), *C. pinivora* (Wilson), *C. maritimae* (Dufour) e *C. fresai* Blanchard atacam *Pinus* spp. (Pinacaea), provocando amarelecimento e queda das acículas (folhas), deformação do tronco em árvores jovens, retardo do crescimento, superbrotação, bifurcação e, em alguns casos, morte da planta, além de favorecer o surgimento da fumagina, que dificulta a fotossíntese, respiração e transpiração da planta (Penteado 2004; Lázzari *et al.* 2004).

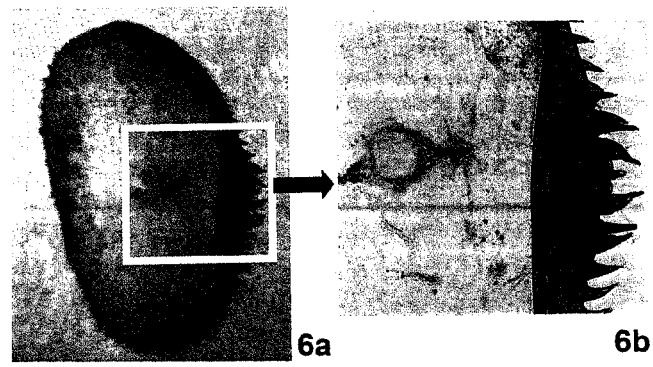
8. Pemphigidae. Várias espécies induzem o aparecimento de galhas nas plantas hospedeiras. *Geopemphigus floccosus* Moreira ocorre em algodoeiro e em culturas de hortaliças (Michelotto & Busoli 2003).

9. Phylloxeridae. *Viteus vitifoliae* (Fitch) causa danos à cultura da videira (Silva *et al.* 1968) e *Phylloxera notabilis* Pergande foi registrada para o Rio Grande do Sul (Sousa-Silva, Stoetzel & Ortiz 2003).

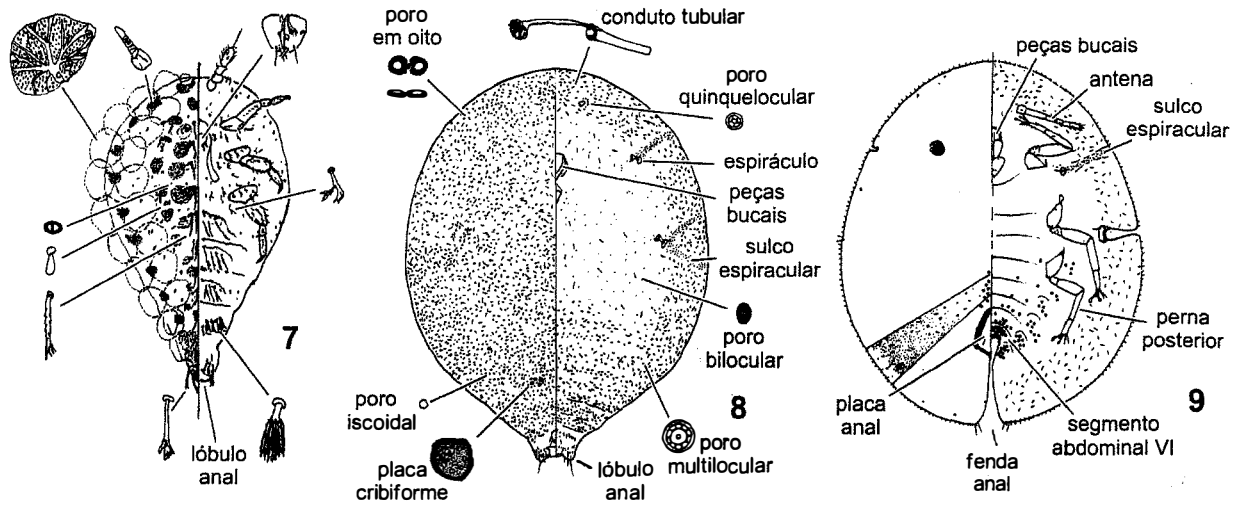
COCCOIDEA

Tem cerca de 8 mil espécies distribuídas em mais de 30 famílias, frequentemente dividida em dois grupos: Archeococcoidea e Neococcoidea (Gullan & Cook 2007). Granara de Willink (1990) apresentou chave para as principais famílias na região Neotropical. Ben-Dov *et al.* (2011) atualizaram as espécies e referências bibliográficas e Miller *et al.* (2007) caracterizaram e ilustraram as famílias. A classificação nos diferentes grupos taxonômicos é baseada principalmente nas características morfológicas de fêmeas adultas, observadas em microscopia óptica.

10. Aclerdidae (Fig. 28.4). Corpo achatado, geralmente marrom-avermelhado ou rosa. Margem do corpo com cerdas cônicas. Antena com um artículo. Pernas ausentes ou representadas por pequenas áreas esclerosadas. Espiráculos torácicos com poro no átrio. Abertura anal pequena, ápice do abdômen bastante esclerosado e marrom-escuro. Ocorrem principalmente em gramíneas, geralmente na bainha ou no colmo próximo da superfície do solo. No mundo, são conhecidas 58 espécies em cinco gêneros. Para o Brasil, foram registradas *Aclerda takahashii* Kuwana e *A. santensis* Hempel em gramíneas



Figuras 28.6a-b. Sternorrhyncha, Beesoniidae; **6a**, corpo inteiro; **6b**, detalhe da margem posterior. Foto de V.R.S. Wolff.



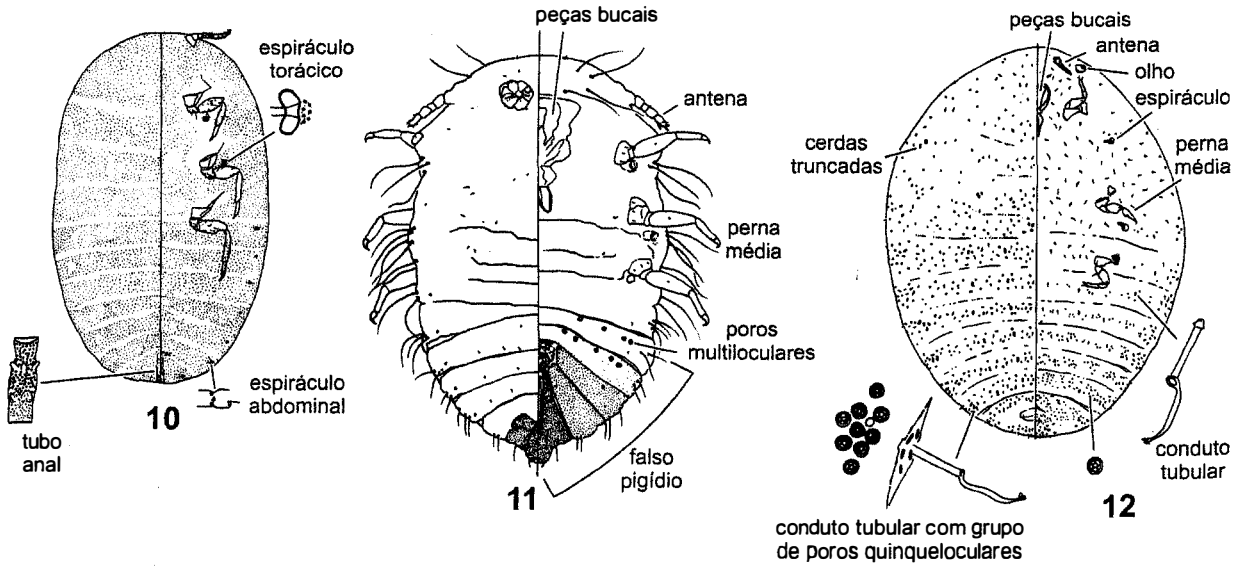
Figuras 28.7-9. Sternorrhyncha. **7**, Carayonemidae; **8**, Cerococcidae; **9**, Coccidae. Reprodução autorizada, Systematic Entomology Laboratory, Beltsville.

e *A. laeliae* MCConnell em orquídeas (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2007).

11. Asterolecaniidae (Fig. 28.5). Podem induzir a formação de galhas. As fêmeas adultas possuem uma franja branca ao redor da margem do corpo. Poros em forma de oito na margem ou ao longo da superfície dorsal. Condutos tubulares com uma pequena invaginação sem filamento. Antena reduzida, com um ou dois artículos. Pernas ausentes. Anel anal reduzido, simplificado, raramente com duas fileiras de poros. No mundo, são conhecidas 240 espécies em 24 gêneros. No Brasil, ocorrem em bambus (Poaceae) as espécies *Asterolecanium epidendri* (Bouché), *Bambusaspis bambusae* (Boisduval), *B. caudata* (Green), *B. miliaris* (Boisduval) e *Pauroaspis scirrosis* (Russel); *Palmaspis degenerata* (Russel), em Palmae; *Asterolecanium sanbernardensis* Hempel, *Asterodiaspis variolosa* (Ratzeburg) e *Russellaspis pustulans pustulans* (Cockerell), entre outras, em plantas ornamentais (Silva *et al.* 1968, Ben-Dov *et al.* 2011).

12. Beesoniidae (Fig. 28.6). As fêmeas adultas são subcirculares, extremamente achatadas dorso-ventralmente. Antena com um artículo, geralmente com cinco cerdas. Poros quinqueloculares invaginados e condutos tubulares em forma de 8. Aberturas anal e genital numa cavidade na extremidade abdominal. Anel anal sem poros e com uma cerda longa (Miller *et al.* 2007). No mundo, existem 16 espécies em seis gêneros. Algumas induzem a formação de galhas (Ben-Dov *et al.* 2011). No Brasil, ocorrem duas espécies em Palmae, que não induzem a formação de galhas: *Limacoccus brasiliensis* (Hempel) e *L. serratus* Bondar (Foldi 1995).

13. Carayonemidae (Fig. 28.7). Possuem espiráculos torácicos e abdominais. Estudos de DNA ribossomal e outros



Figuras 28.10-12. Sternorrhyncha. **10**, Coelostomidiidae (Fonte: De Morales 1991); **11**, Conchaspididae; **12**, Dactylopiidae. Reprodução autorizada, California Department of Food and Agricultura, Sacramento.

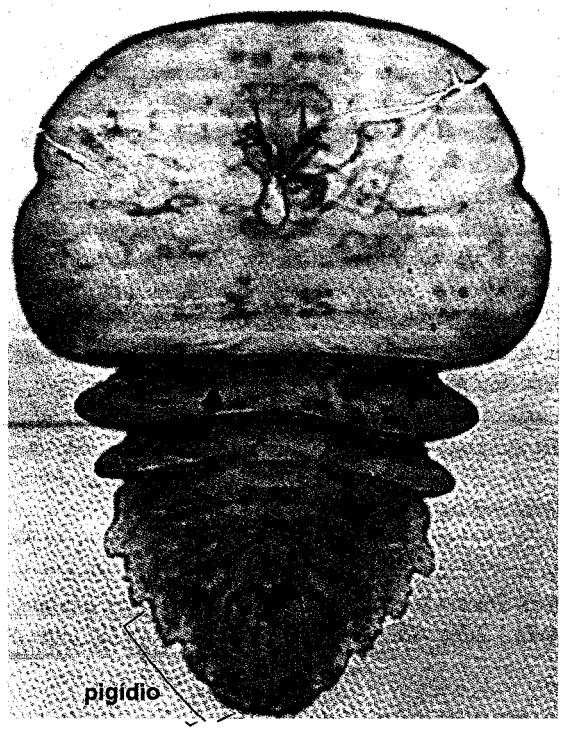


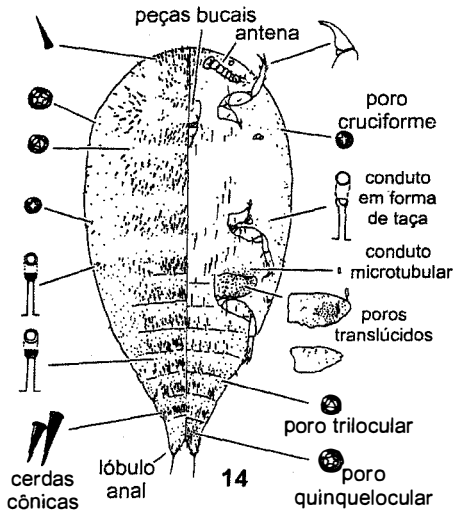
Figura 28.13. Sternorrhyncha, Diaspididae. Foto de V.R.S. Wolff.

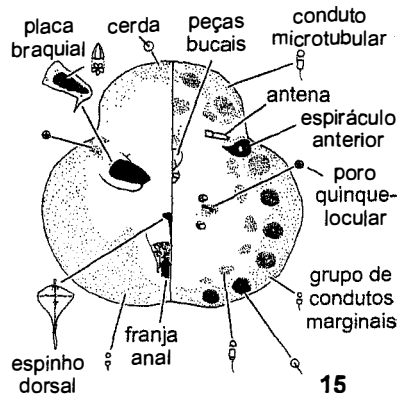
caracteres morfológicos os relacionam com Margarodidae e Ortheziidae (Cook *et al.* 2002). Ocorrem em folhiço e musgo e possivelmente outros ambientes úmidos. É composta por quatro gêneros monotípicos (Ben-Dov *et al.* 2011). A única espécie registrada para o Brasil, *Foldicoccus monikae* Kozár & Konczne Benedicty, foi coletada em funil de Berlese, do Maranhão.

14. Cerococcidae (Fig. 28.8). A fêmea adulta tem o corpo piriforme, membranoso, coberto por uma secreção dura, com projeções dorsais e laterais. Antena com um artículo. Pernas ausentes ou reduzidas a um espinho esclerosado. Lóbulos anais proeminentes, com uma cerda em forma de espinho apical. Placas cribriformes. Poros em forma de 8 dispersos (Granara de Willink 1995). No mundo, são conhecidas 71 espécies em três gêneros. No Brasil, são seis espécies de *Cerococcus* Comstock (Ben-Dov *et al.* 2007).

15. Coccidae (Fig. 28.9). São muito diversos morfologicamente, com muitas exceções nos caracteres diagnósticos. São conhecidos como "cochonilhas-moles", porém seu revestimento externo pode ter textura de uma capa fina de cera com aspecto vítreo ou uma capa grossa úmida ou resinosa. Antena e pernas pequenas e delicadas. Tórax com dois pares de linhas de cera branca transversais à margem do corpo produzidas pelos poros dos sulcos espiraculares. Cerdas na extremidade final do sulco espiracular normalmente diferenciadas. Margem posterior do corpo geralmente com uma fenda anal conspícua. Área anal com duas placas anais, às vezes fusionadas anterior ou posteriormente. No mundo, são conhecidas 1.132 espécies, distribuídas em mais de 160 gêneros (Ben-Dov *et al.* 2011). No Brasil, é uma das famílias mais diversificadas, com mais de 150 espécies em cerca de 40 gêneros, ocorrendo em diversas plantas hospedeiras. Os mais representativos são *Ceroplastes* Gray, *Coccus* L., *Pulvinaria* Targioni Tozzetti e *Saissetia* Déplanche. As espécies de Ceroplastinae que ocorrem em São Paulo foram revisadas por Peronti *et al.* (2008). Chaves para subfamílias, tribos e gêneros estão presentes em Hodgson (1994) e Granara de Willink (1999).

16. Coelostomidiidae (Fig. 28.10). Antes eram referidos como Margarodidae. Corpo geralmente globular. Tubo anal geralmente apical, anel anal com esclerosação interna e poros, raramente simples e sem anel e poros. Frequentemente com sete pares de espiráculos abdominais, raramente seis, par posterior algumas vezes menor que os outros. Pernas bem desenvolvidas ou reduzidas. Espiráculos torácicos com barra, sem poros no átrio, com grupo de poros fora do átrio. Frequentemente com uma grande área esclerosada ao redor da





Figuras 28.14-15. Sternorrhyncha. **14**, Eriococcidae; **15**, Kerriidae. Reprodução autorizada, Systematic Entomology Laboratory, Beltsville e CAB International Institute of Entomology, Wallingford.

abertura anal ou na cabeça (Miller *et al.* 2011). No mundo, são conhecidas 16 espécies, distribuídas em seis gêneros. No Brasil, ocorrem *Cryptokermes brasiliensis* Hempel em Anacardiaceae e Vitaceae, *Mimosicerya hempeli* (Cockerell) em Fabaceae e *Neocoelostoma xerophila* Hempel em Fabaceae (Ben-Dov *et al.* 2011).

17. Conchaspididae (Fig. 28.11). Semelhante aos diaspidídeos. Corpo coberto por um escudo de cera, porém não tem a exúvia incorporada. Antena e pernas desenvolvidas. Últimos segmentos abdominais formando um falso pigídio. No mundo, são conhecidas 30 espécies em quatro gêneros. Para o Brasil, foram registradas cinco espécies de *Conchaspis* Cockerell (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2011).

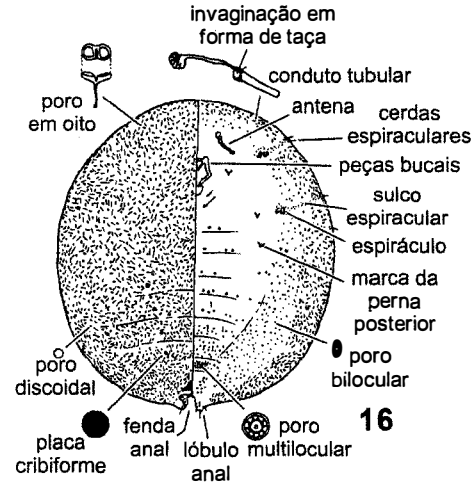
18. Dactylopiidae (Fig. 28.12). São conhecidas como "cochonilhas-do-carmim", devido ao ácido carmínico que produzem, de grande interesse econômico, utilizado como corante natural vermelho-brilhante, principalmente pela indústria alimentícia. Também de interesse como possíveis agentes de controle biológico de certas cactáceas. Corpo da fêmea adulta acinzentado, recoberto por uma secreção branca, como algodão, formada por filamentos de cera, com exceção de *Dactylopius coccus* Costa, que é coberta por cera pulverulenta. Antena e pernas desenvolvidas. Todos os poros são quinqueloculares, isolados ou em grupos (Claps & De Haro 2001). Liberam um líquido vermelho quando esmagados. São gregárias, acumulando-se preferencialmente em regiões protegidas nos cladódios (raquetes) de cactáceas, principalmente *Opuntia* spp. No mundo, são conhecidas dez espécies. Para o Brasil, há o registro de *Dactylopius ceylonicus* (Green) e *D. opuntiae* (Cockerell) (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2011).

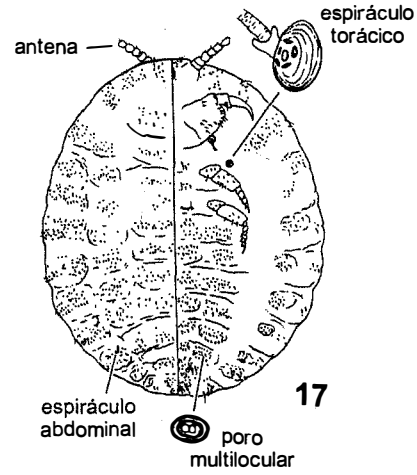
19. Diaspididae (Fig. 28.13). São conhecidos como "cochonilhas-com-escudo" ou "com carapaça", por possuírem o corpo recoberto por uma secreção cerosa destacável, que inclui uma ou duas exúvias. Pernas ausentes ou representadas por uma pequena área esclerosada. Antena reduzida a um tubérculo com um artículo. Últimos segmentos abdominais fusionados, formando o pigídio, esse geralmente com lóbulos e placas ou glândulas como espinho. É a maior família dos cocoideos, com 2.473 espécies em mais de 400 gêneros no mundo (Ben-Dov *et al.* 2011). Para o Brasil, há o registro de cerca de 160 espécies, das quais cerca de metade são exóticas, provavelmente introduzidas por meio de plantas cultivadas (Wolff 2008; Wolff & Claps 2010). Chave dos gêneros e caracterização das espécies mais frequentes e de importância econômica na Argentina e Brasil são encontradas em Claps & Wolff (2003).

20. Eriococcidae (Fig. 28.14). As fêmeas adultas geralmente possuem antena e pernas desenvolvidas. Produzem um ovissaco esbranquiçado, cinza ou amarelado. O corpo varia do rosa ou vermelho ao púrpura, verde ou castanho. Possuem condutos microtubulares. Lóbulos anais longos, bem desenvolvidos com uma cerda longa apical. No mundo, há mais de 645 espécies distribuídas em mais de 80 gêneros. Para o Brasil, estão registradas 29 espécies em 11 gêneros, sendo o mais comum *Eriococcus* Targioni Tozzetti (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2011). Chave para os gêneros da região Neotropical e uma revisão de *Pseudotectococcus* Hempel, gênero do Brasil, foram publicados por Hodgson *et al.* (2004).

21. Kerriidae (Fig. 28.15). São formadores de laca, encontrados principalmente em zonas tropicais. Muitas espécies são gregárias e formam grande massa, que recobre os ramos de árvores ou arbustos hospedeiros. As fêmeas adultas possuem corpo convexo coberto com uma secreção grossa, resinosa, antena reduzida, pernas ausentes. No mundo, são conhecidas 102 espécies distribuídas em sete gêneros. Para o Brasil, foram registradas oito espécies em três gêneros (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2011).

22. Lecanodiaspididae (Fig. 28.16). A fêmea adulta produz uma secreção cerosa que envolve o corpo, geralmente com uma textura semelhante à papel enrugado. Antena com sete a nove artículos. Pernas ausentes ou reduzidas. Região médio-dorsal com sete a nove sulcos transversais. Fenda anal com placas

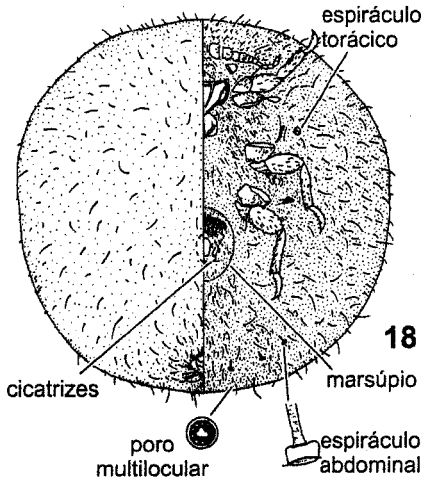


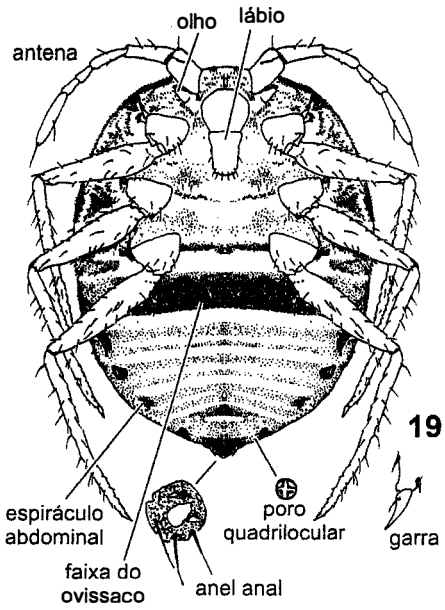


Figuras 28.16-17. Sternorrhyncha. **16**, Lecanodiaspididae; **17**, Margarodidae. Reprodução autorizada, California Department of Food and Agricultura, Sacramento.

geralmente fusionadas na base. Placas cribriformes. Poros em forma de 8, geralmente dorsais. No mundo, são conhecidas 78 espécies, distribuídas em 12 gêneros. Para o Brasil, apenas *Lecaniodiaspis rugosa* Hempel foi registrada em plantas de interesse econômico, como citros e videiras (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2007).

23. Margarodidae (Fig. 28.17). Grupos anteriormente incluídos nessa família foram distribuídos em nove famílias (Gullan & Cook 2007). Ocorrem no Brasil seis espécies, sendo a mais comum *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel), conhecida como "pérola-da-terra", que afeta raízes de várias plantas de importância econômica, principalmente videira (Silva *et al.* 1968; Ben Dov *et al.* 2011). Corpo com cerca de 5 mm, geralmente arredondado, às vezes alongado. Perna anterior alargada, fossorial, adaptada para cavar no solo, muitas vezes com alguns artículos fusionados. Espiráculos torácicos geralmente com poros no átrio. Abertura anal geralmente inconspícua. Sem cicatrizes e frequentemente sem peças bucais. Tarsos com mais de um sensor campaniforme. Ocorrem no solo e alimentam-se das raízes das plantas hospedeiras. Geralmente sem secreção cerosa, exceto algumas espécies que possuem ovissaco.





Figuras 28.18-19. Sternorrhyncha. **18**, Monophlebidae; **19**, Ortheziidae. Reprodução autorizada: 18, California Department of Food and Agricultura, Sacramento; 19, Systematic Entomology Laboratory, Beltsville.

24. Monophlebidae (Fig. 28.18). São conhecidos como cochonilhas gigantes, com 10 mm ou mais de comprimento, geralmente ovais. No Brasil, ocorrem seis gêneros, sendo as espécies de *Icerya* Signoret as mais numerosas. Possuem tubo anal bem desenvolvido, com um anel anal esclerosado, com ou sem uma faixa de poros na extremidade interna. Marsúpio com vulva e cicatrizes. Espiráculos abdominais presentes e geralmente conspícuos. Espiráculos torácicos sem poros no átrio. Pernas grandes e conspícuas. Antena grande, variando de sete a 11 artículos. Geralmente com cera cobrindo o corpo e com ovissaco. Não formam cistos. No mundo, são conhecidas 246 espécies distribuídas em mais de 40 gêneros. Para o Brasil, ocorrem 13 espécies em cinco gêneros, sendo *Crypticerya* Cockerell e *Icerya* Signoret os mais numerosos (Ben-Dov *et al.* 2011).

25. Ortheziidae (Fig. 28.19). São recobertos por cera disposta em forma de placas, no dorso e marginalmente. Geralmente carregam um ovissaco ceroso, algumas vezes mais longo que seu próprio corpo e com características específicas. Olho pedunculado. Antena com até oito artículos, com uma cerda apical espiniforme. Pernas longas. Anel anal com poros e cerdas. Juntamente com outras famílias que possuem espiráculos abdominais, formam o grupo Archeococcoidea, mais próximo da base dos Coccoidea. Possui 203 espécies em 22 gêneros mundialmente, sendo que para o Brasil foram registradas 13 espécies em sete gêneros (Silva *et al.* 1968; Ben-Dov *et al.* 2011).

26. Phoenicococcidae (Fig. 28.20). Corpo da fêmea adulta variando entre 1 e 1,5 mm de comprimento. Corpo subcircular ou alongado, sem marcas de segmentação. Antena reduzida a

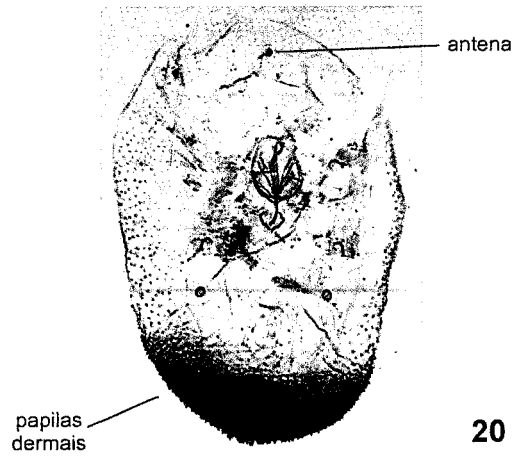


Figura 28.20. Sternorrhyncha. **20**, Phoenicoccidae. Foto de V.R.S. Wolff.

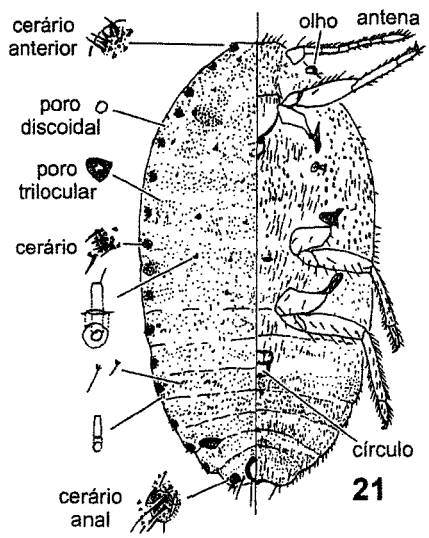
um tubérculo. Pernas ausentes. Sulco e espiráculos torácicos com poros quinqueloculares ao redor. Margem do corpo com papilas dermais. Condutos tubulares em forma de 8. Estava representada apenas por *Phoenicococcus marlatti* Cockerell, ocorrendo principalmente em *Phoenix* spp. (Palmae) em todo o mundo (Ben-Dov *et al.* 2011). No Brasil, ocorre também *Phoenicococcus cribiformes* Wolff e *Ketterl*, em *Araucaria angustifolia* (Bertol.) (Araucariaceae) (Wolff & Ketterl 2005).

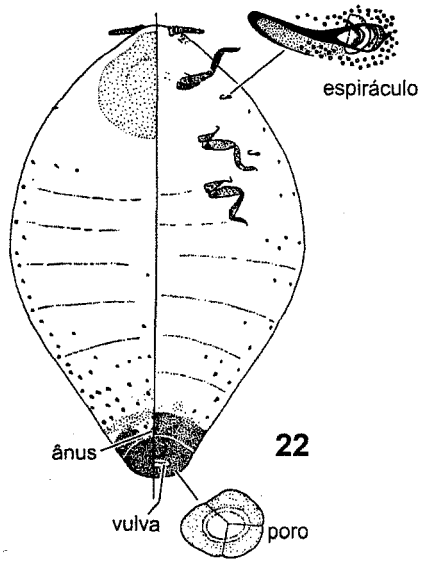
27. Pseudococcidae (Fig. 28.21). São chamadas comumente de "cochonilhas-farinhosas", porque as fêmeas adultas possuem o corpo recoberto por cera pulverulenta esbranquiçada. Geralmente possuem número variável de cerários, estruturas típicas, formadas por cerdas cônicas, às vezes também com cerdas filiformes e poros triloculares, de onde partem longos filamentos laterais de cera. Normalmente gregárias, vivem em lugares protegidos nas partes aéreas ou subterrâneas das plantas. No mundo, são conhecidas 2.285 espécies, distribuídas em mais de 270 gêneros (Ben-Dov *et al.* 2011). No Brasil, são mais de 80 espécies em cerca de 30 gêneros. Algumas espécies são pragas de culturas de interesse comercial, como *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell), em abacaxi, *Planococcus citri* (Risso), em plantas cítricas, e *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), em cana-de-açúcar (Silva *et al.* 1968). Há chave para os gêneros da América Central e Sul em Williams & Granara de Willink (1992).

28. Stigmacoccidae (Fig. 28.22). Antes estavam classificados em Margarodidae. Têm apenas três espécies descritas, sendo que *Stigmacoccus asper* Hempel e *S. paranaensis* Foldi ocorrem no Brasil (Foldi 2006; Hodgson *et al.* 2007). As fêmeas adultas dessas espécies possuem um grupo de poros loculados nas paredes da vulva. Tanto machos quanto fêmeas, após o primeiro ínstar, tornam-se cisto, antes da muda seguinte. Na fase de cisto, excretam através de longos filamentos anais, grande quantidade de oligossacarídeos, conhecida popularmente como melato, fonte de alimento para insetos e até mesmo pássaros (Hodgson *et al.* 2007).

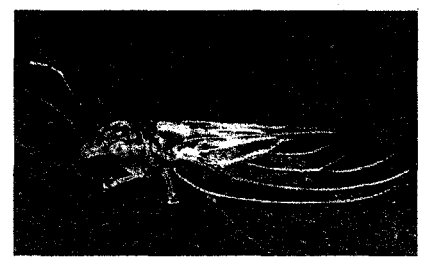
PSYLLOIDEA

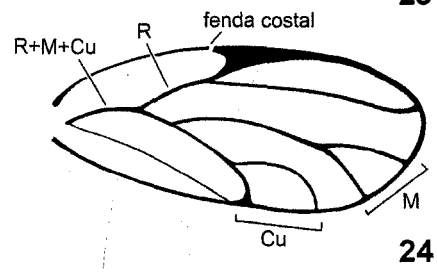
Uma lista foi apresentada por Hodkinson & White (1981) com 242 espécies da região Neotropical, com informações de sinonímia, plantas hospedeiras associadas e distribuição.

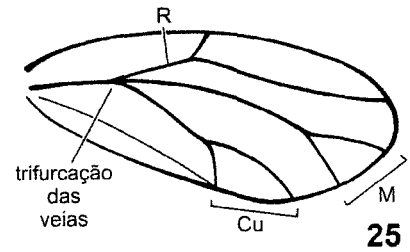




Figuras 28.21-22. Sternorrhyncha. **21**, Pseudococcidae; **22**, Stigmacoccidae. Reprodução autorizada: 21, Systematic Entomology Laboratory, Beltsville; 22, Zootaxa, Auckland.







Figuras 28.23-25. Sternorrhyncha. **23**, Psylloidea; **24-25**. Sternorrhyncha, asa anterior. **24**, Psyllidae; **25**, Triozidae. 23, fonte: Santana (2003).

29. Calophyidae. No Brasil, *Calophya terebinthifolii* Burckhardt & Basset é causador de galhas nos folíolos de aroeira, *Schinus terebinthifolius* Raddi (Anacardiaceae).

30. Psyllidae (Figs. 28.23, 24). Adultos alados, semelhantes a minúsculas cigarras. Têm de 2 a 5 mm de comprimento. Antena desenvolvida, com dez artículos. Rostro curto, triarticulado. Perna posterior saltatória. Ninfas achatadas e com pernas curtas; algumas espécies induzem a formação de galhas e muitas espécies produzem uma secreção cerosa branca. Muitos psilídeos causam deformações nas folhas e podem também ser vetores de vírus e bactérias. Para o Brasil, foram registradas 27 espécies. *Diaphorina citri* Kuwayama ataca laranjeiras (Silva *et al.* 1968; Gallo *et al.* 2002). *Glycaspis brimblecombei* Moore é conhecida como psilídeo-de-concha. *Blastopsylla occidentalis* Taylor, *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) e *C. spatulata* Taylor atacam várias espécies de eucalipto (Santana *et al.* 1999; Santana & Zanol 2005); *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer y Trelles), conhecida como ampola-da-erva-mate, é considerada praga dessa planta (*Ilex paraguariensis* St.-Hil. (Aquifoliacea)). *Platycorrypha nigrivirga* Burckhardt e *Euphalerus clitoriae* Burckhardt & Guajara ocorrem em árvores utilizadas na arborização urbana (White & Hodkinson 1980; Burckhardt & Guajara 2000).

31. Triozidae (Fig. 28.25). Variam entre 3-7 mm de comprimento. São reconhecidos pela venação da asa anterior, com as três veias principais partindo de um ponto próximo à base da asa. Para o Brasil, foram registradas 10 espécies. *Bactericera solani* Rübsaamen pode induzir a formação de galhas em folhas de Solanaceae; *Trioza alacris* Flor, em *Laurus nobilis* L. (Lauraceae), e *T. tabebuiae* Burckhardt & Santana provoca deformação nas folhas de *Tabebuia* spp. (Bignoniaceae) (Santana & Burckhardt 2001).

Agradecimentos. Aos pesquisadores que contribuíram com as referências bibliográficas e aos editores que autorizaram a utilização das ilustrações: Dr. Carlos Roberto Sousa-Silva, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, SP e Dr. José Roberto Salvadori, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Passo Fundo, RS, para Aphidoidea; Dr. C.J. Hodgson, The National Museum of Wales, Cardiff, Inglaterra, Dra. Rosa Henderson, Landcare Research, Auckland, Nova Zelândia, Dra. Gillian W. Watson, Dr. Ray J. Gill , California Department of Food & Agriculture, Sacramento, EUA, Dr. Douglass Miller, Systematic Entomology Laboratory, Beltsville, EUA e CABI Publishing Copyright Editor, para Coccoidea; Dr. Ian D. Hodkinson, Liverpool John Moores University, Liverpool, Inglaterra e Dra. Dalva Luiz de Queiroz Santana, Embrapa Florestas, Colombo, PR, para Psylloidea. Ao Dr. Carlos Roberto Souza e Silva e Dra. Ana Lúcia B. G. Peronti pela revisão de Aphidoidea. À M.Sc. Cristine Elise Pulz, pela leitura e correção do trabalho.

SUBORDEM AUCHENORRHYNCHA Duméril, 1806

Rodney R. Cavichioli
Daniela M. Takiya

Etimologia. Do grego *auchenos* = pescoço e *rhyncos* = nariz, rostro. Refere-se à localização do rostro, emergindo da região posterior da cabeça, próximo ao pescoço.

Diagnose. Os auquenorrincos são terrestres, variando de 3 a mais de 100 mm de comprimento. Antena cerdiforme (setácea), curta ou longa. Rostro com três artículos, originando-se da região posterior da cabeça. Asa anterior membranosa ou com leve esclerosação, mas em geral com ápice membranoso. Tarsos trímeros. Fitófagos, sugadores de seiva.

Introdução. São conhecidos popularmente como cigarras, cigarrinhas (Fig. 28.26) e soldadinhos. Alimentam-se exclusivamente da seiva de plantas, podendo ser xilemáticos, floemáticos ou alimentar-se do mesófilo, exceto alguns grupos de Fulgoroidea, Achilidae e Derbidae, que, no estágio de ninfas, se alimentam de fungos. A maioria está associada a angiospermas. Há aproximadamente 25 mil espécies descritas no mundo (Grimaldi & Engel 2005), porém Moran *et al.* (2005) estimam a existência de 40 mil. Por falta de estudos de revisões que envolvam a fauna brasileira, não há uma estimativa para o Brasil. Ocorrem em todas as regiões geográficas, são comuns e abundantes nas regiões tropicais. Os mais conhecidos são as cigarras (Cicadidae), com seu som estridente, principalmente na primavera e verão, épocas mais quentes do ano, quando os machos emitem sons para atrair as fêmeas. Um dos aspectos mais interessantes é que algumas pessoas acreditam que esses insetos cantam até estourar, por causa das exúvias encontradas na base dos caules. Na verdade, essas exúvias são do quinto ínstar, quando ocorre a muda para a fase adulta. Espécies de *Fulgora*, principalmente no Centro-Oeste do Brasil, são conhecidas popularmente como jequitiranaboia (do Tupi, iakirána = "cigarra" e mbóia = "cobra") ou "cobra-voadora". Esse auquenorrinco tem a fronte bastante intumescida e projetada para frente, resultando em um formato característico (Fig. 28.27). Algumas pessoas acreditam que a jequitiranaboia possui um veneno poderoso, podendo secar uma planta ou mesmo matar uma pessoa. É uma espécie estritamente fitófaga, inofensiva ao homem, como os demais auquenorrincos.

Os auquenorrincos aparentemente surgiram no Permiano, mas alguns autores aceitam que isso tenha ocorrido no início do Mesozoico (Grimaldi & Engel 2005).

Informações sobre famílias, gêneros, espécies, publicações, distribuições, foram disponibilizadas na Internet por Solis (1994), Dietrich (2005), FLOW (2006), Dmitriev (2006), Soulier-Perkins (2007) e Deitz *et al.* (2008).

Morfologia (adultos). Cabeça com forte deflexão para baixo e para trás, com o rostro originando-se próximo da linha do occipício e posicionando-se entre as pernas, raramente atingindo a segunda coxa. Rostro com três artículos. Antena cerdiforme, curta, exceto em algumas subfamílias de Cicadellidae, longa. Em alguns cercopídeos, o pedicelo tem uma arista. Grande esclerito cefálico, denominado por vários autores de clípeo, pós-clípeo ou frontoclípeo, é tratado aqui como a fronte, seguindo Hamilton (1981), enquanto o anteclípeo ou clipelo é tratado como clípeo. A fronte caracteriza-se por ser suporte dos músculos da bomba sugadora ou cibário (Hamilton 1981). A placa mandibular, ou loro, é bem demarcada. Gula ausente. Asa anterior com textura homogênea, às vezes um tanto pergaminosa (tégmina). Asa posterior membranosa.

Imaturos. Ovos em geral alongados e elípticos, com um opérculo em uma das extremidades. A maioria faz a postura em folhas, oviposição endofítica. Algumas espécies recobrem suas posturas com cera (Membracidae) ou então com brocossomos (Cicadellidae). Nas espécies tropicais, há duas gerações por ano (bivoltinas), no entanto, em Cicadidae ocorrem ciclos muito longos, que podem atingir mais de dez anos. Em geral, ocorrem cinco ínstares ninfais. As ninfas são semelhantes aos adultos, diferindo no tamanho, coloração e ausência de asas (em geral as tecas alares são visíveis a partir do terceiro ínstar). As ninfas de cigarras (Cicadidae) têm hábito de viver em galerias subterrâneas e utilizam as pernas anteriores para escavar junto às raízes, onde ficam sugando ativamente a seiva. As ninfas de cercopídeos secretam uma substância que forma uma espuma que as recobre durante toda a fase ninfal. As ninfas de primeiro ínstar de cercopídeos são gregárias, mas a partir do terceiro ínstar migram para as partes mais protegidas das plantas. Os membracídeos (soldadinhos) podem passar as épocas mais frias do ano em formigueiros. Normalmente, onde há agregações de soldadinhos, assim como de etalionídeos (Fig. 28.28), há formigas alimentando-se do líquido açucarado (*honeydew*, seiva do floema) expelido pelo ânus. Pouco se conhece sobre os estádios imaturos dos fulgorídeos, no entanto, devem ter o padrão dos demais, isto é, com cinco ínstares ninfais. Como nos demais auquenorríncos, são semelhantes aos adultos, inclusive quanto à alimentação.

Biologia. Em geral, o hábito de vida das formas imaturas de auquenorrincos é semelhante ao dos adultos. Os adultos de Cicadidae são encontrados em arbustos e árvores e alimentam-se da seiva do xilema, sendo a maioria polífaga. Quando as ninfas estão para emergir para a fase adulta, migram para a base do caule, onde se fixam e sofrem a muda para adulto. A exúvia fica presa na base da árvore ou arbustos. Nas espécies Neotropicais, somente os machos emitem sons audíveis para espécie humana para atrair as fêmeas.

Os cercopoideos (cigarrinhas-de-pastagem) alimentam-se de arbustos e árvores, porém uma boa parte utiliza como substrato as gramíneas. Alimentam-se de xilema e isso faz com que a alimentação seja contínua, em razão do baixo valor calórico. Esse hábito provoca danos, muitas vezes causando prejuízos enormes, tanto na agricultura quanto na pecuária. Nesse último caso, ao retirarem excessivamente a

26

Figura 28.26. Cicadellidae, hábito lateral.

27

28

Figuras 28.27-28. Hábitos. **27**, *Fulgora lanternaria* (L.), Fulgoridae, vl: jequitiranaboia com estranha projeção da cabeça; 28, Aetalionidae: espécie gregária com cuidado maternal, onde as fêmeas protegem seus ovos e com relação mutualística com formigas e outros himenópteros sociais.

seiva xilemática, diminuem o valor nutritivo das gramíneas forrageiras. Várias espécies alimentam- se de cana-de-açúcar, causando danos na produção.

As cigarrinhas pertencem a uma das maiores famílias de insetos (Cicadellidae). Alimentam-se de xilema, floema e mesófilo. São encontrados em gramíneas, arbustos, plantas herbáceas, ornamentais, frutíferas e monoculturas. Em geral, alimentam-se sobre as folhas. A maioria das espécies tropicais tem duas gerações por ano. Em regiões temperadas, com invernos bem definidos, passam essa estação na forma de ovo.

A maioria dos Auchenorrhyncha apresenta estruturas homólogas aos tímbales, estruturas produtoras de som, das cigarras. No entanto, eles produzem vibrações inaudíveis aos ouvidos humanos, transmitidas pelas pernas e estiletes alimentares para o substrato e tanto os machos quanto as fêmeas podem se comunicar dessa maneira. Espécies podem ter um repertório amplo de chamados em diferentes contextos comportamentais, mas aparentemente os chamados relacionados à corte são os mais distintos, sendo característicos para cada sexo de cada espécie (Claridge 1985).

Classificação. Atualmente são reconhecidas quatro superfamílias: Cercopoidea, Cicadoidea, Membracoidea e Fulgoroidea (Carver *et al.* 1991). Seguem abaixo as famílias reconhecidas para cada superfamília. Entre parênteses, o número aproximado de espécies registradas para o Brasil.

Infraordem Cicadomorpha
Cercopoidea
32. Aphrophoridae (24)
33. Cercopidae (~ 600)
34. Clastopteridae (16)
35. Epipygidae (1)
Machaerotidae

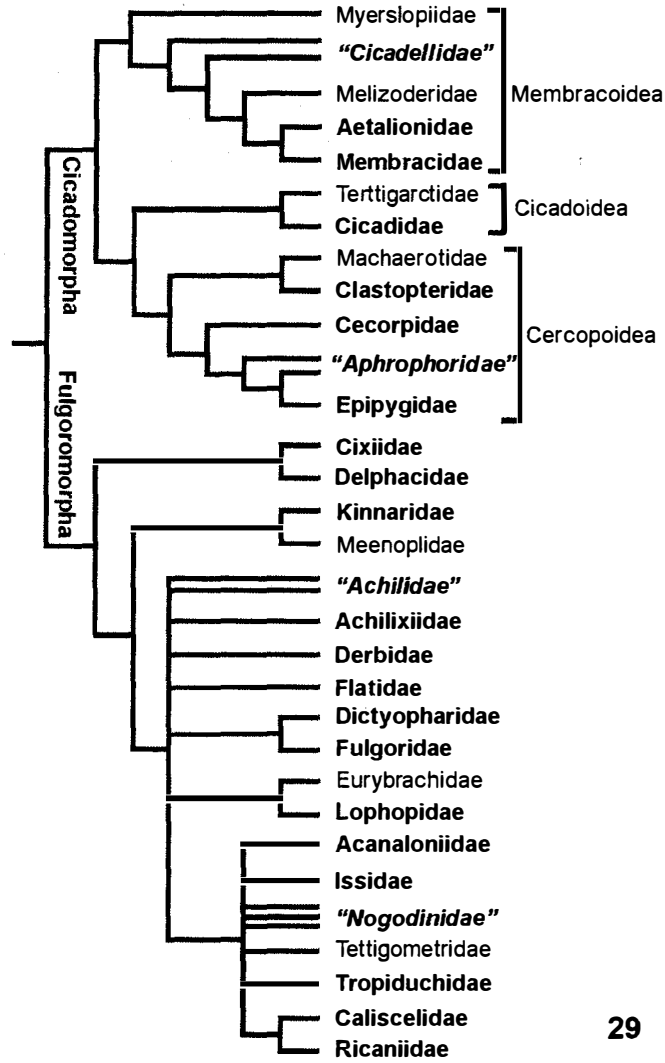
Cicadoidea
36. Cicadidae (142)
Tettigarctidae

Membracoidea (=Cicadelloidea)
37. Aetalionidae (13)
38. Cicadellidae (~ 2000)
Melizoderidae
39. Membracidae (~1000)
Myerslopiidae

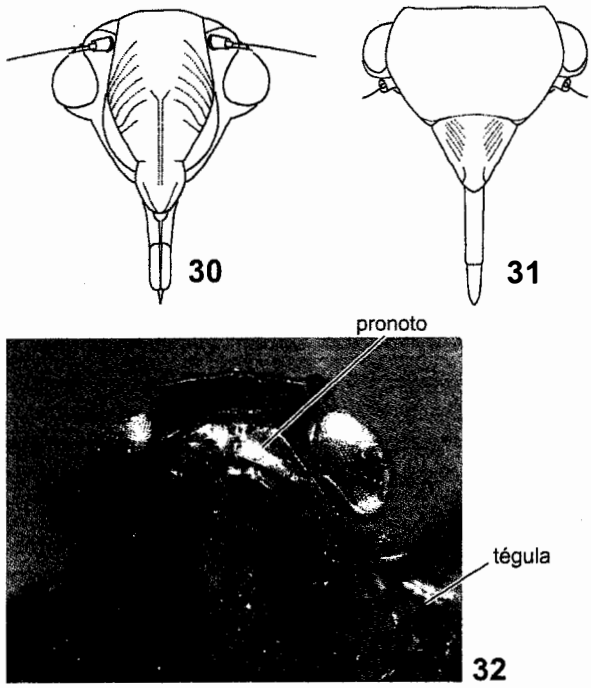
Infraordem Fulgoromorpha
Fulgoroidea
40. Acanaloniidae (8)
41. Achilidae (17)
42. Achilixiidae
43. Caliscelidae (3)
44. Cixiidae (24)
45. Delphacidae (66)
46. Derbidae (92)
47. Dictyopharidae (60)
Eurybrachidae
48. Flatidae (53)
49. Fulgoridae (101)
Gengidae
Hypochthonellidae
50. Issidae (23)
51. Kinnaridae (1)
52. Lophopiidae (3)
Meenoplidae
53. Nogodinidae (12)
54. Ricaniidae (3)
Tettigometridae
55. Tropiduchidae (15)

Relações filogenéticas. A monofilia de Auchenorrhyncha é defendida por vários autores (Hennig 1981; Zrzavý 1990; Yoshizawa & Saigusa 2001; Grimaldi & Engel 2005). Por outro lado, vários autores defendem que Auchenorrhyncha não é monofilético (Cobben 1978; Hamilton 1981; Campell *et al.* 1995; Sorensen *et al.* 1995; von Dohlan & Moran 1995). Sorensen *et al.* (1995) propõe em sua análise o desmembramento de Auchenorrhyncha em dois grupos: Clypeorrhyncha (=Cicadomorpha) e Archaeorrhyncha (=Fulgoromorpha). As propostas de Sorensen *et al.* (1995), von Dohlan & Moran (1995) e Campell *et al.* (1995) foram criticadas e discutidas nos trabalhos de Yoshizawa & Saigusa (2001) e de Grimaldi & Engel (2005), que defendem a monofilia de Auchenorrhyncha, o primeiro com base nas estruturas dos escleritos axilares e o segundo citando outras sinapomorfias, como o complexo de produção de som (membrana timpânica), o flagelo antenal aristoide e a configuração do abdômen pré-genital (Kristensen 1991; Carver *et al.* 1991; Sweet 1996). Adicionalmente, uma bactéria endossimbionte está aparentemente presente somente nos Auchenorrhyncha, servindo de suporte para sua monofilia (Moran *et al.* 2005).

Quanto às relações internas das famílias de Cicadomorpha, há pouca informação na literatura. Somente recentemente, uma análise filogenética das tribos e subfamílias de cigarras foi conduzida, o que levou a uma reclassificação de Cicadoidea (Moulds 2005). A análise filogenética com maior amostragem taxonômica de Cercopoidea foi a de Cryan (2005) que enfocou as relações de Cicadomorpha e encontrou suporte moderado para a relação de grupos-irmãos entre Cercopoidea



Figuras 28.29. Hipótese de afinidades entre as famílias de Auchenorrhyncha. Famílias em negrito, ocorrentes no Brasil; entre aspas, aquelas aparentemente não monofiléticas.



Figuras 28.30-32. Cabeça. **30**, Cicadomorpha: antenas situadas entre os olhos.; **31**, Fulgoroidea: antenas situadas abaixo dos olhos; **32**, Nogodinidae: margem anterior do pronoto ultrapassando anteriormente metade do comprimento dos olhos compostos e tégula presente.

e Cicadoidea, e alto suporte para a relação de Myerslopiidae como grupo-irmão do restante dos Membracoidea. Em Membracoidea, a parafilia das cigarrinhas com relação ao clado dos soldadinhos foi demonstrada pelo estudo de Dietrich *et al.* (2001b), que incluiu uma grande amostragem da diversidade de tribos e subfamílias de Cicadellidae. Por outro lado, diversas hipóteses filogenéticas foram propostas quanto ao relacionamento entre as famílias de Fulgoromorpha baseadas em diferentes grupos de caracteres morfológicos e sequências de DNA (Bourgoin *et al.* 1997; Urban & Cryan 2007). Na Fig. 28.29 é apresentada um sumário das hipóteses filogenéticas propostas por Cryan (2005), Dietrich & Deitz (1993), Dietrich *et al.* (2001 b) e Urban & Cryan (2007).

Importância. São exclusivamente fitófagos. Alimentam-se de seiva por sucção com seu aparelho bucal do tipo picador-sugador. Em função desse hábito, têm grande importância econômica e podem causar danos às plantas, como perda de capacidade de crescimento, amarelamento ou necrose das folhas e também provocar injúrias por meio do sistema de oviposição, quando inserem os ovos nas folhas e arbustos, causando necroses nos tecidos foliares e permitindo a entrada de patógenos. Os grupos mais citados na literatura são os cercopídeos em gramíneas, arroz e cana-de-açúcar; cicadelídeos em gramíneas, milho e frutíferas; cixiídeos e delfacídeos em palmáceas e cacau. Além de danos diretos às plantas, muitos grupos são vetores de fitopatógenos, como fitoplasmas, por aqueles que se alimentam de seiva de floema (por exemplo, cixiídeos, delfacídeos e cicadelídeos deltocefalíneos), que afetam principalmente o milho, ou diferentes estirpes da bactéria *Xylella fastidiosa* por aqueles que se alimentam de seiva de xilema (por exemplo, cigarras, cercopídeos e cicadelídeos cicadelíneos), que afetam principalmente o café e citros no Brasil.

Coleta e fixação. O melhor método de coleta é a utilização de rede entomológica ou de varredura. Outro bom método é a coleta noturna com armadilha luminosa, tanto ativa com lençol iluminado quanto passiva com armadilha do tipo Luiz de Queiróz. Armadilhas de interceptação de voo, Malaise ou similares, são eficientes para alguns grupos, porém restritivas. As formas imaturas devem ser fixadas em álcool 70% e, para fins de estudos moleculares, em álcool absoluto ou 95%. Os adultos devem ser preservados a seco, alfinetados no mesonoto ou montados em dupla-montagem, de preferência logo após as coletas. Um método também eficiente para montagem é colar a lateral do exemplar diretamente no alfinete utilizando cola branca.

Chave para as famílias de Auchenorrhyncha.

1. Antena posicionada entre os olhos, sem carena lateral separando fronte e gena (Fig. 28.30). Pedicelo não bulboso. Tégula geralmente ausente. Asa anterior com veias anais geralmente paralelas ..... **Cicadomorpha** ... **2**

— Antena abaixo dos olhos, geralmente separada da fronte por uma carena lateral (Fig. 28.31). Pedicelo em geral bulboso ou dilatado, com vários sensores (sensilos) em forma de verruga. Tégula geralmente presente (Fig. 28.32). Asa anterior com veias anais geralmente confluindo posteriormente, formando um "Y" (Fig. 28.33) ..... **Fulgoromorpha** ... **9**

2(1). Três ocelos (Fig. 28.34). Fêmur anterior dilatado (Fig. 28.34) ..... **Cicadoidea** ... **36. Cicadidae**

— Cabeça com dois ocelos ou vestigiais. Fêmur anterior não dilatado **3**

3(2). Dois ocelos. Tíbia posterior cilíndrica, com um ou dois espinhos laterais (Fig. 28.35) ..... **Cercopoidea** ... **4**

— Cabeça com dois ocelos (Fig. 28.36) ou ocelos vestigiais. Tíbia posterior não cilíndrica, com ou sem fileiras longitudinais de cerdas conspícuas, nunca com somente um ou dois espinhos laterais (**Membracoidea** =Cicadelloidea) **7**

4(3). Olho, em vista dorsal, mais ou menos circular (Fig. 28.36). Cabeça mais estreita que o pronoto (Fig. 28.36) ..... **33. Cercopidae**

— Olho, em vista dorsal, mais ovalado (Figs. 28.37-38). Cabeça geralmente quase tão larga quanto o pronoto (Figs. 28.37-38) **5**

5(4). Mesonoto geralmente mais longo que o pronoto (Fig. 28.37). Clavo obtuso ou obliquamente truncado no ápice (Fig. 28.37) ..... **34. Clastopteridae**

— Mesonoto mais curto que o pronoto (Fig. 28.38). Clavo agudo no ápice (Fig. 28.38) **6**

6(5). Olhos não sobrepostos ao pronoto, distantes da base das asas anteriores (Fig. 28.38) ..... **32. Aphrophoridae**

— Olhos sobrepostos e escondendo os lados do pronoto, tocando a base das asas anteriores (Fig. 28.39) ..... **35. Epipygidae**

7(3). Pronoto raramente se estendendo posteriormente até o sulco

transversal do mesonoto, nunca o cobrindo completamente (Fig. 28.40). Mesotórax com anepisterno e catepisterno separados por sutura. Tíbia posterior com cerdas grandes e conspícuas, distribuídas em fileiras longitudinais (Figs. 28.40-41) ..... **38. Cicadellidae**

— Pronoto geralmente se estendendo posteriormente até (Fig. 28.42) ou por sobre (Fig. 28.43) o sulco transversal do mesonoto ou, senão, mesonoto muito projetado ou quilhado dorsalmente (em alguns Biturritiinae). Mesotórax com anepisterno e catepisterno fusionados, não separado por sutura. Tíbia posterior com cerdas pequenas e inconspícuas, podendo ou não ser distribuídas em fileiras longitudinais (Fig. 28.43) **8**

8(7). Pronoto se estendendo posteriormente no máximo até o sulco transversal do mesonoto, não o cobrindo (Fig. 28.42). Trocânter e fêmur da perna anterior fusionados ..... **37. Aetalionidae**

— Pronoto geralmente se estendendo posteriormente sobre o sulco transversal do mesonoto, cobrindo-o completamente (Fig. 28.43). Trocânter e fêmur da perna anterior não fusionados ..... **39. Membracidae**

9(1). Tíbia posterior com um esporão apical móvel (Fig. 28.44) ... . **45. Delphacidae**

— Tíbia posterior sem esporão **10**

10(9). Asa posterior com lobo anal reticulado, com várias veias transversais (Fig. 28.45) ..... **49. Fulgoridae**

— Asa posterior sem reticulação no lobo anal **11**

11(10). Artículo apical do rostro muito curto, tão largo quanto longo (Fig. 28.46) ..... **46. Derbidae**

— Artículo apical do rostro mais longo do que largo **12**

12(11). Ápice do segundo tarsômero posterior com uma fileira de espinhos apicais (Fig. 28.47) **13**

— Ápice do segundo tarsômero posterior com um espinho de cada lado (Fig. 28.48) ou sem espinhos (Fig. 28.49) **17**

13(12). Corpo comprimido lateralmente. Asa tectiforme. Base abdominal projetada lateralmente em um apêndice com três depressões hemisféricas, cada um com uma cerda alongada (Fig. 28.50) ..... **42. Achilixiidae**

— Corpo e asa variáveis. Base abdominal sem projeções laterais **14**

14(13). Ápices das asas anteriores sobrepondo-se quando em repouso (Fig. 28.51). Ápice da confluência das veias anais atingindo o ápice do clavo (Fig. 28.33). Corpo em geral achatado dorso-ventralmente ..... **41. Achilidae**

— Ápices das asas anteriores não se sobrepõem quando em repouso. Ápice da confluência das veias anais não atingindo o ápice do clavo (Fig. 28.52) **15**

15(14). Cabeça prolongada para frente, se não prolongada, com duas ou três carenas medianas na fronte (Fig. 28.53). Ocelo mediano ausente. Tégula ausente ou presente (Fig. 28.32). Sutura claval obscura..... **47. Dictyopharidae**

— Cabeça não prolongada para frente ou prolongada moderadamente. Fronte sem carenas ou com uma carena mediana. Tégula presente (Fig. 28.32). Sutura claval distinta **16**

16(15). Ocelo mediano geralmente presente (Fig. 28.54). Veias da asa anterior geralmente com cerdas (Fig. 28.55) ..... **44. Cixiidae**

— Ocelo mediano ausente. Veias da asa anterior sem cerdas .... **51. Kinnaridae**

17(12). Ápice do segundo tarsômero posterior com um espinho de cada lado (Fig. 28.48) **18**

— Ápice do segundo tarsômero posterior sem espinhos (Fig. 28.49) **23**

18(17). Fronte com par de carenas medianas presentes e fóveas sensoriais arranjadas em uma ou mais fileiras externamente ao par de carenas medianas (Fig. 28.56). Geralmente braquípteros (Fig. 28.57), asas cobrindo parcialmente o abdômen ..... **43. Caliscelidae**

— Fronte sem carenas medianas ou, se presentes, nunca apresentando fóveas sensoriais. Geralmente macrópteros, asas cobrindo totalmente o abdômen, estendendo-se além do abdômen **19**

19(18). Clavo da asa anterior com vários grânulos (Fig. 28.58). Área costal da asa anterior com numerosas veias transversais. Asa anterior mais longa que o corpo, em repouso geralmente posicionada verticalmente ..... **48. Flatidae**

— Clavo sem grânulos. Área costal da asa anterior com ou sem veias transversais. Asa anterior variável no tamanho e posição, quando em repouso **20**

20(19). Mesonoto com um sulco ou linha no ângulo posterior (Fig. 28.59)..... **55. Tropiduchidae**

— Mesonoto sem sulco ou linha em seu ângulo posterior **21**

21(20). Clípeo geralmente carenado lateralmente (Fig. 28.60). Margem anterior do pronoto ultrapassando anteriormente a metade do comprimento do olho composto (Fig. 28.32). Asa anterior geralmente com células membranosas .... **53. Nogodinidae**

— Clípeo geralmente não carenado. Margem anterior do pronoto geralmente não ultrapassando anteriormente a metade do comprimento do olho composto. Asa anterior geralmente opaca **22**

22(21). Asa anterior muito larga, com margem costal arredondada e inteiramente reticulada (Fig. 28.61). Tíbia posterior geralmente sem espinhos lateralmente ... **40. Acanaloniidae**

— Asa anterior ovalada (Fig. 28.62). Tíbia posterior com espinhos lateralmente ..... **50. Issidae**

23(17). Fronte não muito mais longa do que larga. Clípeo sem carenas. Asa anterior com a margem apical muito larga ou muito mais larga do que o comprimento da margem anal .... **54. Ricaniidae**

— Fronte mais ou tão (Fig. 28.63) longa quanto larga. Clípeo com carenas laterais (Fig. 28.63). Asa anterior não como acima ..... **52. Lophopidae**

CERCOPOIDEA

Conhecidas como cigarrinhas de pastagens. Têm dois ocelos dorsalmente na cabeça (área denominada coroa). Caracterizam-se pela sutura entre o disco da coroa (=vértice) e a face, essa área sendo denominada de tilo. Antena cerdiforme, localizada entre os olhos. Pedicelo com uma arista bem desenvolvida. Mesonoto com escutelo triangular. Tíbia posterior com um ou dois espinhos ao longo de seu comprimento, tendo no ápice duas ou mais coroas de espinhos. As ninfas secretam uma

espuma que as recobrem totalmente até a passagem para a fase adulta.

32. Aphrophoridae (Fig. 28.38). No Brasil, são pouco conhecidos, normalmente incluídos em Cercopidae. A espécie mais conhecida e comum nas coleções é *Cephisus siccifolius* (Walker). Normalmente se encontram em leguminosas na primavera.

33. Cercopidae (Fig. 28.36). Possuem variação enorme de cores e uma grande variação de tamanho. Distribuição geográfica ampla no mundo, sendo que as regiões tropicais são mais ricas em espécies. Entre os gêneros mais importantes economicamente, citam-se *Deois* Fennah, *Mahanarva* Distant e *Zulia* Fennah. Na cana-de-açúcar, são importantes as espécies *M. fimbriolata* (Stål) e *M. posticata* (Stål). *Deois schach* (Fabricius) e *D. flavopicta* (Stål) são consideradas pragas de capim, assim como *Notozulia entreriana* (Berg), no norte do Brasil.

34. Clastopteridae (Fig. 28.37). São pouco conhecidos e, em geral, incluídos em Cercopidae. São pequenos, de corpo globular ou semiglobular, com coloração variada, mas em geral com tons castanhos. O gênero mais encontrado em coleções é *Clastoptera* Germar.

35. Epipygidae (Fig. 28.39). Família recentemente descrita por Hamilton (2001) para acomodar os gêneros *Epipyga* Hamilton, *Erugissa* Hamilton e *Eicissus* Fowler. Esses gêneros, quase todos monotípicos, incluem muitas espécies não-descritas e compartilham os olhos compostos sobrepostos às margens laterais do pronoto, característico dessa família. *Epipyga tenuifasciata* (Jacobi) é a única espécie registrada para o Brasil.

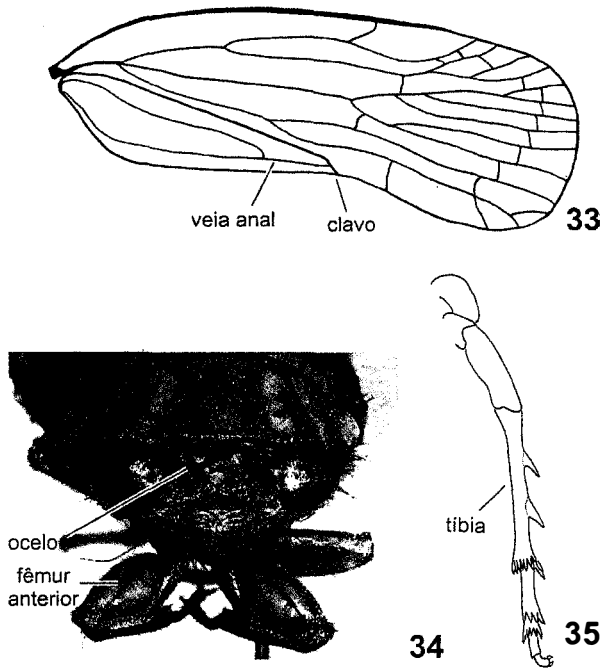
CICADOIDEA

São conhecidos popularmente como cigarras e capazes de produzir sons por meio de um par de estruturas localizadas dorso-lateralmente no segmento abdominal I, denominadas tímbales. Na família Australiana Tettigarctidae, ambos, machos e fêmeas, podem produzir som audível, enquanto nos Cicadidae somente os machos produzem sons audíveis. Possuem três ocelos. Antena setiforme muito curta. Fêmur anterior dilatado com espinhos. Tarsos trímeros. Asas membranosas e venação bem desenvolvida.

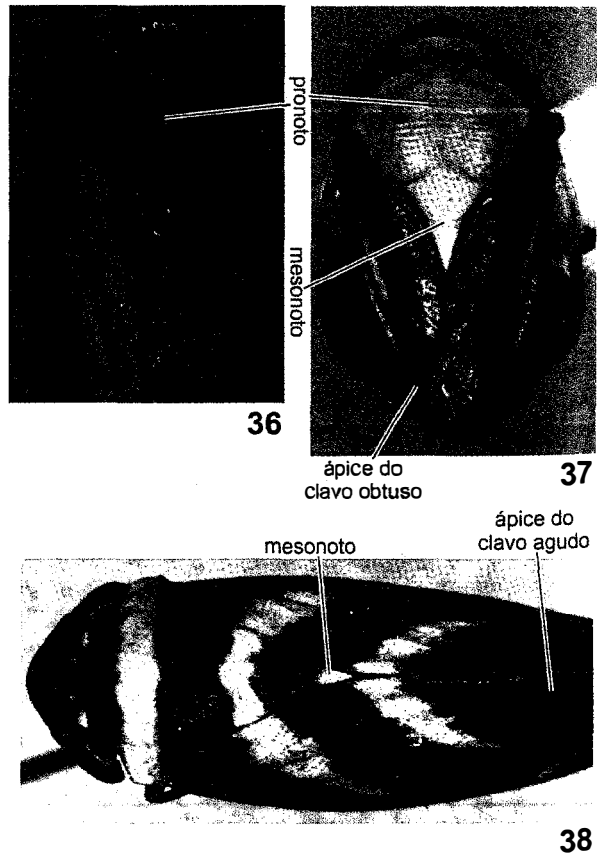
36. Cicadidae (Fig. 28.34). Algumas espécies são consideradas pragas, principalmente no cafeeiro (Martinelli & Zucchi 1997). Estudo sobre a fauna brasileira foi realizado por Motta (2003), com chave para identificação de exúvias de quinto ínstar dos cicadídeos de Brasília.

MEMBRACOIDEA (=Cicadelloidea)

É o grupo mais estudado de Auchenorrhyncha. Possui mais



Figuras 28.33-35. Morfologia. **33**, asa anterior de Achilidae: veia anal atingindo o ápice do clavo; **34**, Cicadidae: cabeça com três ocelos e fêmur anterior dilatado; **35**, Cercopoidea: tíbia posterior com dois espinhos.



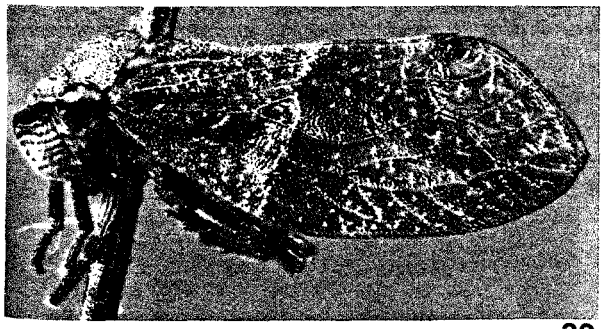
Figuras 28.36-38. Hábitos. **36**, Cercopidae, vd: cabeça mais estreita que o pronoto; **37**, Clastopteridae, vd: cabeça tão larga quanto o pronoto, mesonoto mais curto que o pronoto e asa anterior com clavo obtuso no ápice; **38**, Aphrophoridae, vd: cabeça tão larga quanto o pronoto, mesonoto mais curto que o pronoto e asa anterior com clavo agudo no ápice.

de 25 mil espécies conhecidas. Estudos de relacionamento entre as famílias foram feitos por Deitz & Dietrich (1993), que propuseram uma nova família, Melizoderidae, com distribuição Neotropical, sem ocorrência no Brasil, e por Dietrich & Deitz (1993), que apresentaram uma análise cladística do grupo, caracterizando-o como monofilético.

37. Aetalionidae (Figs. 28.28, 42). Grupo pequeno, caracterizado por uma carena longitudinal mediana no pronoto; pronoto não se estendendo após o sulco transversal do mesonoto e trocânter e fêmur anteriores fusionados. Geralmente são gregários em arbustos ou árvores. Algumas espécies de *Aetalion* Latreille apresentam uma associação mutualística com formigas ou meliniponínios.

38. Cicadellidae (Figs. 28.26, 40, 41). Uma das maiores famílias de Hemiptera, conhecidas como cigarrinhas. É cosmopolita, com mais de 50 subfamílias (Nielson 1985). São encontradas sobre capins, gramas, arbustos e árvores. As espécies da maioria das subfamílias alimentam-se da seiva de floema, enquanto que as de Cicadellinae, de seiva de xilema, e as de Typhlocybinae, do conteúdo de células vegetais. Variam entre 2-18 mm de comprimento, algumas espécies com padrões de cores vistosos. Cicadelídeos são caracterizados por quatro fileiras longitudinais de cerdas conspícuas nas tíbias posteriores (Fig. 28.41), especializadas para espalhar microestruturas proteináceas, chamadas brocossomos, pelo tegumento da cigarrinha. Esses brocossomos são secretados por regiões glandulares dos túbulos de Malpighi e fornecem um revestimento hidrofóbico para esses pequenos insetos. Mais de cem espécies são consideradas pragas, causando prejuízos consideráveis à agricultura pelo dano direto às plantas ou por serem vetores de fitopatógenos, provocando doenças que em algumas culturas provocam a morte das plantas. As subfamílias mais citadas na literatura como vetores são Cicadellinae e Deltocephalinae (Nielson 1968). Uma chave para as subfamílias e tribos foi publicada por Dietrich (2005).

39. Membracidae (Fig. 28.43). São conhecidos popularmente como soldadinhos. Caracterizam-se pelo pronoto cobrindo a cabeça e estendendo-se para trás sobre o abdômen, tendo formas e cores variadas, bem como estruturas semelhantes a espinhos ou cornos. Variam de 2 a 12 mm de comprimento.



39

Figuras 28.39. Epipygidae, vl: olho sobreposto à margem lateral do pronoto, tocando a base da asa.

Vivem sobre gramíneas, arbustos e árvores. Alimentam-se de seiva de floema, porém, são poucas as espécies de importância econômica. Os danos em geral são causados pela oviposição, a qual se dá pela inserção dos ovos nas folhas ou ramos. Algumas espécies cobrem seus ovos com cera e podem apresentar cuidado maternal (Lin *et al.* 2004). A maioria é bivoltina, passando o inverno no estágio de ovo. Algumas espécies de *Kronides* Kirkaldy passam os períodos mais frios associados a formigueiros. Esse hábito ocorre em várias espécies em função do líquido açucarado expelido pelo tubo anal. É composta por nove subfamílias e 41 tribos, com mais de 3 mil espécies conhecidas (Cryan *et al.* 2004). Alguns aceitam que o grupo tem origem Neotropical, com dispersão posterior para outras regiões, havendo mais de mil espécies registradas para o Brasil (Cryan *et al.* 2004). Dietrich *et al.* (2001a) apresentaram um estudo filogenético, com chaves para identificação das subfamílias e tribos do Novo e Velho Mundo.

FULGOROIDEA

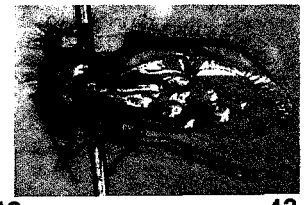
Todos são sugadores de seiva e ovipõem em ramos e folhas, causando danos aos tecidos. Esses danos podem servir de porta de entrada para vários fitopatógenos. Possuem um par de carenas longitudinais laterais separando a fronte da gena, exceto Tettigometridae. Grupo com mais de 10 mil espécies conhecidas, porém muito pouco estudado na região Neotropical.

40. Acanaloniidae (Fig. 28.61). São em geral esverdeados, com manchas castanhas no dorso. Alguns são semelhantes aos Flatidae, porém são facilmente reconhecidos por terem um espinho de cada lado no segundo tarsômero posterior e ausência de espinhos nos lados da tíbia posterior. Asa anterior

40

41

42



43

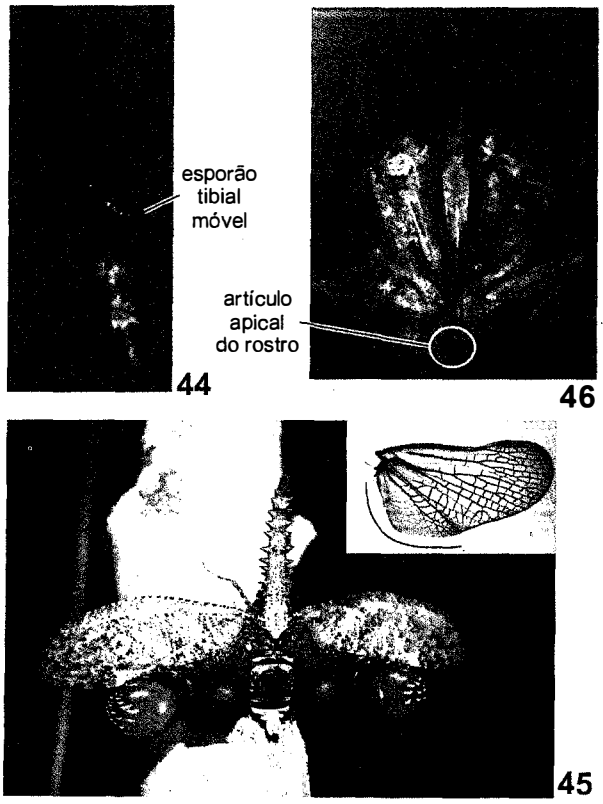
Figuras 28.40-43. Hábitos e perna. **40**, Cicadellidae, vl.: *Macugonalia leucomelas* (Walker), espécie comum em herbáceas; **41**, Cicadellidae: tíbia posterior com fileira de cerdas muito desenvolvidas; **42**, Aetalionidae, vd: pronoto se estendendo posteriormente até o sulco transversal do mesonoto; **43**, Membracidae, vl: pronoto se estendendo posteriormente sobre o abdômen.

com venação reticulada. No mundo, há 84 espécies em 15 gêneros (FLOW 2006).

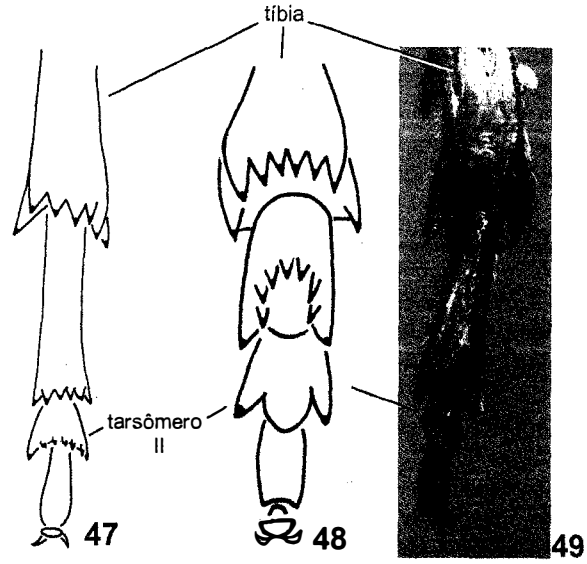
41. Achilidae (Fig. 28.51). Grupo bem adaptado às regiões temperadas. As ninfas estão associadas a fungos e os adultos a plantas (O'Brien & Wilson 1985). São facilmente reconhecidos pela sobreposição do ápice das asas anteriores, quando em repouso, exceto os membros da tribo Apatesonini, com asas tectiformes. Geralmente são achatados dorso-ventralmente. Existem 42 gêneros e 100 espécies registradas para a região Neotropical (O'Brien 1994). No mundo, há 456 espécies (FLOW 2006). Uma chave para gêneros do mundo foi disponibilizada por Fennah (1950).

42. Achilixiidae (Fig. 28.50). No Brasil, há espécimes presentes em coleções, mas não há registro na literatura. É facilmente reconhecida pelas projeções laterais na base do abdômen e asas distintamente tectiformes, mas que não cobrem as projeções laterais do abdômen (O'Brien & Wilson 1985). É um grupo pouco comum, com 24 espécies (FLOW 2006). Fennah (1946) publicou uma sinopse do grupo no Novo Mundo.

43. Caliscelidae (Figs. 28.56-57). Ocorrem em todas as regiões geográficas. Pequena família, com 175 espécies (FLOW 2006), recentemente erigida, antes tratada como subfamília de Issidae (Emel'yanov 1999). São em geral braquípteros (Fig. 28.57) e pequenos. As formas do Novo Mundo são facilmente reconhecidas por apresentarem fóveas sensoriais arranjadas na face externamente ao par de carenas medianas (Fig. 28.56).

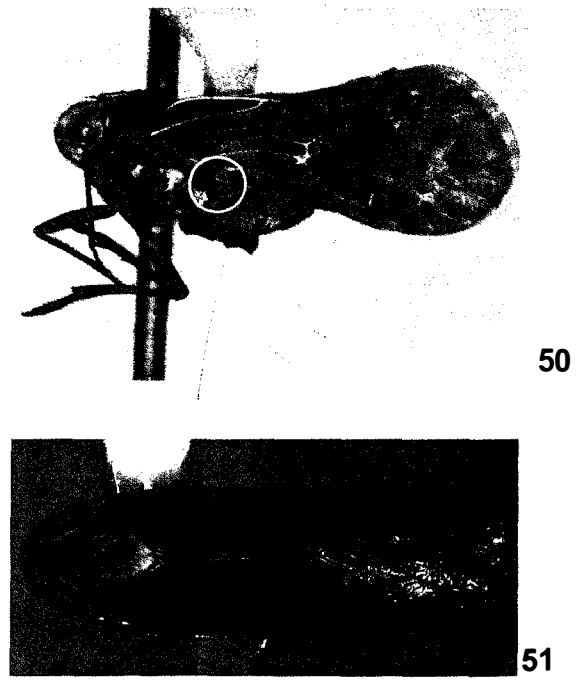


Figuras 28.44-46. Morfologia. **44**, Delphacidae: ápice da tíbia posterior com esporão; **45**, *Cathedra serrata* (Fabricius), com asas abertas mostrando asas posteriores e detalhe de asa posterior de Fulgoridae, indicando o lobo anal reticulado (foto maior, F. F. Xavier-Filho); **46**, Derbidae: rostro com artículo apical curto.



Figuras 28.47-49. Tarsos de Fulgoroidea. **47**, Dictyopharidae: tarsômero II com fileira de espinhos no ápice; **48**, Flatidae: tarsômero II com um espinho de cada lado no ápice; **49**, Lophopidae: tarsômero II sem espinhos no ápice.

44. Cixiidae (Figs. 28.54-55). Têm ampla distribuição, ocorrendo em todas as regiões geográficas. É uma das maiores famílias de Fulgoroidea, com 1.954 espécies registradas (FLOW 2006). As espécies neotropicais em geral têm o terceiro ocelo localizado medianamente entre a fronte e o clípeo. Os gêneros bem conhecidos na região são *Bothriocera* Burmeister

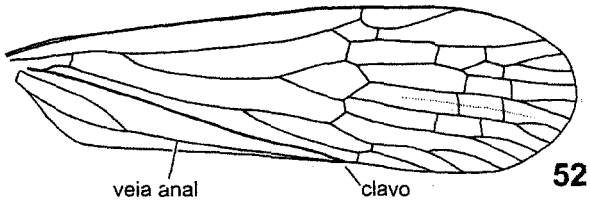


Figuras 28.50-51. Hábitos. **50**, Achilixiidae, vl: base do abdômen com projeções laterais; **51**, Achilidae, vd: asa anterior com a margem apical sobreposta.

e *Pintalia* Stål, sendo o gênero *Myndus* Stål responsável pela transmissão de micoplasma, causando o amarelamento de folhas. As ninfas em geral vivem nas raízes, formando tubos de cera para atingi-las. Para a região Neotropical, são registradas aproximadamente 200 espécies em 31 gêneros. No Brasil, a tribo Bennini foi revisada por Penny (1980). Revisões e estudos filogenéticos foram feitos por Holzinger & Emel'yanov (2003), Emel'yanov (2003), Ceotto & Bourgoin (2008) e Ceotto *et al.* (2008).

45. Delphacidae (Fig. 28.44). São reconhecidos pela presença do esporão no ápice da tíbia posterior e são mais comuns em monocotiledôneas. Ocorrem sobre gramíneas, arbustos e árvores, podendo ocasionar danos consideráveis, principalmente pela capacidade de serem vetores de fitopatógenos. Têm distribuição cosmopolita, com 1.228 espécies descritas no mundo (FLOW 2006). Para a região Neotropical, são registradas 255 espécies em 50 gêneros (O'Brien 1994). No Brasil, são pouco estudados e as coleções têm poucos espécimes. Um dos últimos artigos de revisão é de Muir (1926).

46. Derbidae (Fig. 28.46). Espécies pequenas, de coloração variada. Caracterizam-se pelo artículo apical do rostro muito curto, tão largo quanto longo. São mais restritos às áreas tropicais, preferem hábitats úmidos e alimentam-se de monocotiledôneas. As ninfas alimentam-se de fungos. Muitas espécies em vida posicionam suas asas de maneira incomum para auquenorrincos, alguns lembrando pequenas mariposas. Há 1.459 espécies conhecidas no mundo (FLOW 2006). Na região Neotropical, são 37 gêneros e quase 400 espécies conhecidas (O'Brien 1994). Revisões foram realizadas por Fennah (1952) e Broomfield (1985).



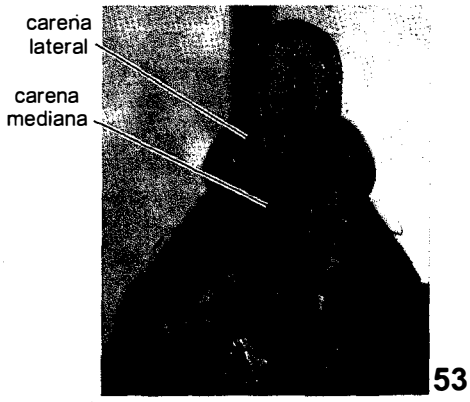


Figura 28.52-53. Asa e carena frontal em Dictyopharidae. **52**, asa anterior com veia anal não atingindo o ápice do clavo; **53**,fronte, vv: carena lateral e três carenas medianas.

47. Dictyopharidae (Figs. 28.47, 52-53). São esverdeados ou castanhos, com a cabeça projetada para frente. Em algumas espécies, essa projeção não existe, mas podem ser reconhecidas pelas duas ou três carenas medianas longitudinais na fronte. As asas são membranosas e reticuladas, exceto a área anal. São encontrados em gramíneas, arbustos e plantas herbáceas. No mundo, há 696 espécies (FLOW 2006). Para a região Neotropical, há aproximadamente 100 espécies registradas (O'Brien 1994). Revisão da fauna Neotropical foi feita por Fennah (1947). Um trabalho com a fauna do Rio Grande do Sul foi publicado por Pulz & Carvalho (2006).

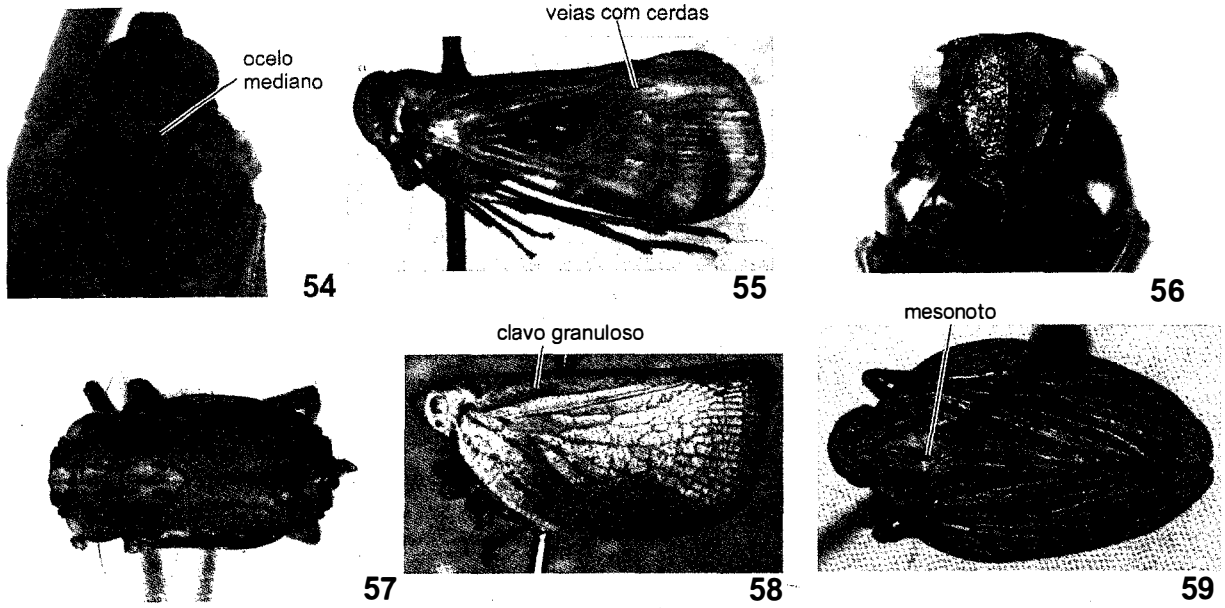
48. Flatidae (Fig. 28.58). Os flatídeos são facilmente identificados pelo clavo granuloso e as veias transversais dispostas paralelamente na área costal da asa anterior, que geralmente ficam dispostas verticalmente ao lado do corpo (tectiformes). Apresentam várias cores, amarelas, verdes, castanho-escura e outras. Vivem sobre árvores, arbustos e plantas herbáceas. O'Brien (1994) comenta que, na região Neotropical, há aproximadamente 300 espécies em 70 gêneros. O'Brien (1985) registra 212 gêneros e 918 espécies para todas as regiões geográficas do mundo. Revisão da família foi feita por Melichar (1902) e Metcalf & Bruner (1948) estudaram os flatídeos de Cuba e áreas adjacentes.

49. Fulgoridae (Figs. 28.27, 45). Estão mais restritos às áreas tropicais. Caracterizam-se pelo lobo anal da asa posterior reticulado e cabeça podendo apresentar projeções com formatos bizarros. A maioria ocorre em árvores, arbustos e plantas herbáceas. *Phrictus diadema* (Linneaus) foi registrada como praga do cacau no Brasil. Para o mundo, há o registro de 568 espécies em 112 gêneros (FLOW 2006). O'Brien (1988) publicou um artigo sobre os fulgorídeos do Novo Mundo. Para a região Neotropical, O'Brien (1994) comenta que há 253 espécies em 67 gêneros. Recentemente a primeira análise filogenética para as relações entre tribos e subfamílias de Fulgoridae foi proposta por Urban & Cryan (2009), que acentua a necessidade de uma revisão na classificação em níveis superiores dessa família.

50. Issidae (Fig. 28.62). Grupo com ampla distribuição, variando de 2 a 7 mm de comprimento. A maioria é castanha, com asa anterior opaca. No mundo, há 1.005 espécies em 215 gêneros (FLOW 2006). Na região Neotropical, 248 espécies em 65 gêneros. Melichar (1906) revisou a família. Fennah (1984) transferiu várias espécies para Nogodinidae. Um trabalho com a fauna do Rio Grande do Sul foi publicado por Prates & Carvalho (2002).

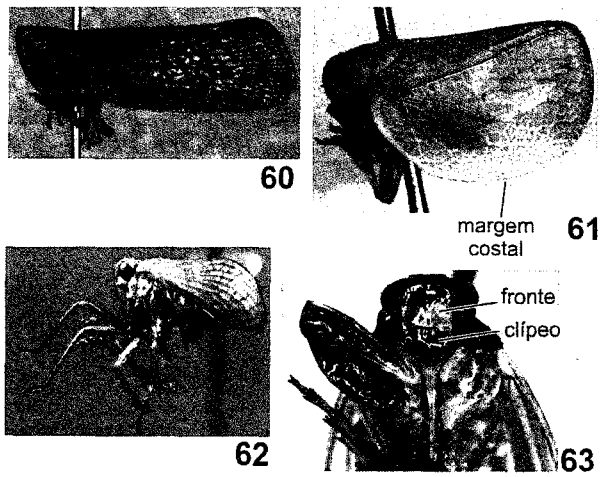
51. Kinnaridae. Têm o corpo variando de 2-7 mm de comprimento, geralmente com asas membranosas e veias sem cerdas. Podem ser confundidos com cixiídeos. É um grupo pequeno, com 93 espécies no mundo (FLOW 2006). Fennah (1980) descreveu espécies da região Neotropical. Na região Neotropical, são 60 espécies em 13 gêneros (O'Brien 1994).

52. Lophopidae (Fig. 28.63). Variam de 6 a 15 mm de comprimento. Fronte mais longa ou tão longa quanto larga e



Figuras 28.54-59. Cabeças e hábitos. **54**, Cixiidae, vv: fronte com ocelo mediano; **55**, Cixiidae, vl: veias da asa anterior com cerdas; **56**, Caliscelidae, vv: fronte com fóveas sensoriais arranjadas externamente ao par de carenas medianas; **57**, Caliscelidae, vl: forma braquíptera; **58**, Flatidae, vl: asa anterior com grânulos no clavo; **59**, Tropiduchidae, vd: mesonoto com sutura transversa.

clípeo com carenas laterais. Asa anterior translúcida, em geral castanha. Segundo tarsômero posterior sem espinhos. Para o mundo, são registradas 138 espécies (FLOW 2006). Para região Neotropical, O'Brien (1987) e O'Brien *et al.* (1987) fizeram uma sinopse das espécies e incluíram uma chave para espécies dos gêneros *Carrionia* Muir, *Hesticus* Muir e *Silvanana* Metcalf. Soulier-Perkins (1998) publicou uma chave para os gêneros do mundo e um estudo filogenético (2001) que manteve em Lophopidae somente *Carrionia*, posicionando os outros dois gêneros neotropicais em posição incerta dentro de Fulgoroidea. Representantes de todos os três gêneros acima mencionados serão identificados como Lophopidae na presente chave para famílias e tanto *Carrionia* quanto *Hesticus* apresentam as tíbias anteriores foliáceas.



Figuras 28.60-63. Hábitos. **60**, Nogodinidae, *Bladina* sp., vl: clípeo carenado lateralmente; **61**, Acanaloniidae, vl: asa anterior com margem costal arredonda e venação reticulada; **62**, Issidae, vl: asa anterior ovalada.; **63**, Lophopidae, vv: clípeo com carenas laterais.

53. Nogodinidae (Fig. 28.60). Variam de 3 a 13 mm de comprimento. Alguns têm a asa anterior membranosa, com veias transversais na área pré-costal, semelhantes àquelas de Ricaniidae, porém a asa é mais longa, mais arredondada e menos triangular do que nos Ricaniidae. Clípeo com carena lateral, como em Fulgoridae, Lophopidae e Dictyopharidae. Para o mundo, são registradas 150 espécies (FLOW 2006). Na região Neotropical, são conhecidas 25 espécies em sete gêneros (O'Brien 1994). Kramer (1976) revisou o gênero *Bladina* Stål. Fennah (1984) revisou a família e dividiu em seis tribos.

54. Ricaniidae. Asa anterior geralmente subtriangular, tectiforme com manchas escuras e claras. Podem ser confundidos com Flatidae e Nogodinidae em função das veias transversais na área pré-costal, porém não possuem espinhos no segundo tarsômero da perna posterior. Para o mundo, são registradas 366 espécies (FLOW 2006). Na região Neotropical, são conhecidas oito espécies (O'Brien 1994).

55. Tropiduchidae (Fig. 28.59). São facilmente separados dos demais fulgorídeos pela presença do sulco ou linha separando o ápice do mesonoto do restante do disco. Variam de 3 a 13 mm de comprimento. No mundo, são conhecidas 375 espécies (FLOW 2006). Na região Neotropical, são 92 espécies em 35 gêneros, sendo que a grande maioria ocorre nas Antilhas (O'Brien 1994). Uma espécie é registrada como praga do cacau, *Alcestis intans* (Walker), no Brasil.

Agradecimentos. Estimativas do número de espécies descritas para o Brasil foram compiladas com a ajuda de Allen Sanborn (Barry University), Charles Bartlett (University of Delaware), Chris Dietrich (Illinois Natural History Survey) e Lois O'Brien. Adaptação da chave de Fulgoromorpha para as famílias brasileiras baseou-se em comentários compartilhados por Stephen Wilson (University of Central Missouri) e Lois O'Brien. Franciso F. Xavier-Filho (INPA) disponibilizou algumas fotos utilizadas.

SUBORDEM HETEROPTERA Linnaeus, 1758

Jocélia Grazia
José A. M. Fernandes

Etimologia. Do grego *hetero* = diferente; *pteron* = asa. Alusivo aos hemiélitros, metade coriáceos, metade membranosos.

Diagnose. Os heterópteros são terrestres, semiaquáticos ou aquáticos, variando de 0,5 a 110 mm de comprimento. Lábio inserido anteriormente na cabeça e uma gula distinta sempre presente. Tentório reduzido. Asa anterior modificada em hemiélitro, coriácea anteriormente e membranosa posteriormente. Omatídios e freno (que une a margem posterior do hemiélitro ao mesoscutelo) constituem caracteres diagnósticos. Coloração bastante variada, sendo frequentes os casos de mimetismo e coloração aposemática. As ninfas possuem de 1a 4 pares de glândulas odoríferas que se abrem dorsalmente nos tergitos abdominais III-VII.

Introdução. São conhecidos popularmente como percevejos, mas algumas famílias têm nomes específicos, como fede-fede ou maria-fedida para Pentatomidae e barbeiro para Reduviidae. Schuh & Slater (1995) monografaram a subordem.

Morfologia (adultos). Morfologia baseada em Schuh & Slater (1995). A cabeça pode ser muito longa, anterior e posteriormente ao olho composto como em Enicocephalomorpha, ou pouco mais longa que o olho composto, como em muitas espécies de Miridae. Olho composto em geral presente e bem desenvolvido, exceção em Vianaidinae (Tingidae), onde é reduzido e até ausente em alguns representantes de Enicocephalomorpha, e todos os Polyctenidae e Termitaphididae. No plano-básico da subordem, um par de ocelos está presente entre ou logo atrás do olho composto nos adultos. Os ocelos estão ausentes em muitos representantes de Nepomorpha, em várias famílias de outras infraordens e frequentemente em formas com asas reduzidas. Aparelho bucal em forma de rostro. Anteriormente encontra-se o clípeo e adjacente (ou em muitos grupos posteriormente), as placas mandibulares dorsais (juga) e as placas maxilares ventrais (lora). Abaixo do clípeo, está o labro triangular. Mandíbulas e maxilas modificadas em estiletes tubulares, as primeiras com a função de cortar e lacerar, dotadas de diminutos dentes, e as últimas formando os canais salivar e alimentar — elas se alojam no lábio, também tubular, reto ou curvo, com três ou quatro artículos, que em muitos grupos podem flexionar-se consideravelmente durante a alimentação. Lábio muito curto, mal atingindo a margem posterior da cabeça em muitos representantes de Nepomorpha, ou extremamente longo, alcançando o ápice do abdômen, como em alguns Pentatomomorpha. Epifaringe situada entre a base do labro e o lábio. Cabeça com uma gula distinta ventralmente. Búcula geralmente desenvolvida, ladeando o lábio e estendendo-se até quase a margem posterior da cabeça. Posteriormente a gula pode estar aberta, em continuidade com o pescoço, ou estar fechada pela travessa da búcula. Antena formada pelo escapo, pedicelo, basiflagelo e distiflagelo. Durante o desenvolvimento pós-embrionário, pode ocorrer adição de escleritos ou sua subdivisão, como a subdivisão do pedicelo para formar o quinto artículo antenal de Pentatomoidea. Em outros grupos, ocorre a perda ou fusão de artículos, como em Phloeidae, que tem três.

O protórax pode ter um colar anterior e frequentemente o pronoto está subdividido por uma sutura transversal em dois lobos, anterior e posterior, o primeiro em geral com calos protuberantes, que representam a manifestação externa dos músculos que movimentam a perna anterior. O ângulo umeral (póstero-lateral) do pronoto pode ser arredondado ou projetado em longo espinho, como em muitos pentatomídeos, coreídeos e reduvídeos.

O dorso do mesotórax está representado pelo escutelo triangular. Em alguns pentatomoideos, o escutelo é bastante desenvolvido, recobrindo inteiramente as asas e o abdômen. Ventralmente, nas pleuras torácicas, o peritrema destaca-se no metepisterno, local de deposição do produto das glândulas evaporatórias metatorácicas, e suas áreas correlatas, as áreas evaporatórias encontradas na maioria de Cimicomorpha e Pentatomomorpha. O esterno torácico pode ser amplo ou completamente encoberto pela proximidade das coxas, podendo ser produzido ventralmente, formando uma carena, ou longitudinalmente, escavado para receber o lábio. Meso e metasterno podem ser carenados, como em muitos pentatomoideos.

Asa anterior pode ter textura uniforme, tipo tégmina, nos grupos filogeneticamente mais basais, ou textura diferente, com a base distintamente coriácea e o ápice membranoso, nesse caso denominada hemiélitro (Fig. 28.88c). A venação em geral é reduzida. Junto ao escutelo, situa-se o clavo com duas veias anais; em Panheteroptera, o clavo interloca-se ao escutelo e frequentemente à asa oposta, ao longo da comissura claval, através do freno (Fig. 28.95a). O freno é uma expansão das margens laterais do escutelo que serve para o acoplamento das asas quando em repouso. O clavo separa- se do cório pela sutura claval; a porção externa do cório pode ser expandida e emarginada, constituindo o embólio (Fig. 28.88c). A venação da membrana pode estar totalmente ausente. A asa posterior pode ter grande redução na venação e, exceto pelas veias, ser completamente membranosa. Nos grupos com escutelo grande, as asas podem possuir dobramentos complexos; frequentemente estão sujeitas a grandes reduções, até o completo desaparecimento. O acoplamento das asas está representado por um mecanismo de suporte na margem posterior da asa anterior, que se acopla na margem anterior recurvada da asa posterior. Pernas com grandes variações na forma em função de seus hábitos. Os três pares de

pernas ambulatórias são encontrados na maioria dos grupos terrestres. Fêmur posterior desenvolvido, possibilitando o deslocamento por saltos em Halticini (Miridae); esse hábito pode ser encontrado também em Saldidae, Gelastocoridae e Ochteridae, apesar de o fêmur não ter um desenvolvimento excepcional. Pernas raptoriais são encontradas com frequência em Reduviidae e Nabidae predadores, onde o fêmur anterior se amplia e tem espinhos, bem como a tíbia, que em geral se articula com o fêmur para formar uma "pinça". Também raptorial é a perna anterior de Belostomatidae, porém destituída de espinhos. Em heterópteros fitófagos, como Blissinae e Rhyparochrominae (Lygaeidae), a perna anterior pode ser do tipo raptorial, utilizada para manipulação de sementes ou outras partes do vegetal. Pernas fossoriais são encontradas em espécies cavadoras de Cydnidae (Fig. 28.91). Para enterrar- se e passar a vida sob o solo, os cidnídeos cavam com as pernas anteriores e médias, cujas tíbias são dotadas de grande número de espinhos, os tarsos são reduzidos e até totalmente ausentes, como nas pernas posteriores de Cephalocteinae. Pernas remadoras são encontradas em todos os Gerridae e em alguns Veliidae, graças ao desenvolvimento das pernas médias, maiores que as posteriores, que permitem a propulsão na superfície da água. Pernas nadadoras de diferentes tipos são encontradas em vários grupos com hábitos aquáticos ou semiaquáticos, como em Belostomatidae, com as tíbias e fêmures das pernas médias e posteriores achatados e franjados, possibilitando a natação, o que também ocorre em Naucoridae. O fêmur anterior em geral é dilatado e dotado de tubérculos e espinhos; pode ser adornado com grandes espinhos, como em Coreidae, ou dilatado para permitir o salto. As tíbias em geral são retilíneas, cilíndricas e às vezes foliáceas no terceiro par de Coreidae ou achatadas e laminares em Miridae, em geral com espinhos em fileiras e mais próximo ao ápice de uma ou mais tíbias, formando estruturas especializadas, como os "pentes" tibiais. Tarsos muito variáveis, com número igual de tarsômeros nos três pares. Ninfas com um ou dois tarsômeros e os adultos geralmente com três. Pretarso, muito variável, tem sido usado nas classificações. Cobben (1978) apresenta uma revisão detalhada das estruturas do pretarso, que é basicamente composto da placa unguitractor situada internamente junto ao ápice da tíbia e as garras. Abdômen formado pelos segmentos pré-genitais I - VII nas fêmeas e I - VIII nos machos, primitivamente com oito pares de espiráculos. O espiráculo I pode não ser funcional, assim como o espiráculo VIII em muitos grupos. Um ou mais dos espiráculos II-VIII podem ser dorsais na maioria de Leptopodoidea e muitos Lygaeidae. Os segmentos VIII e IX nas fêmeas e IX nos machos estão incorporados na genitália. O segmento X forma o proctiger, contendo o ânus, que representa o remanescente do segmento XI. A genitália do macho é formada pelo esterno do segmento IX e contém o falo. Na fêmea, o ovipositor é formado pelas gonapófises (valvas 1 e 2), quase sempre fusionadas aos gonocoxitos (valvíferos 1 e 2); os gonocoxitos são derivados dos segmentos abdominais VIII e IX. O segmento IX pode ter um par de valvas adicionais, que formam uma bainha para o ovipositor, frequentemente ausente em Nepomorpha e sempre em Pentatomomorpha, além de outros grupos. Em muitos grupos, as gonapófises são alongadas e lateralmente comprimidas para formar um ovipositor penetrante, adaptado para colocar ovos no interior dos tecidos vegetais, enquanto que em outros elas são reduzidas ou estão ausentes, sendo que os ovos são depositados livremente sobre o substrato ou cimentados a ele.

Imaturos. As ninfas assemelham-se morfologicamente aos adultos e ocupam geralmente o mesmo hábitat (Schuh & Slater 1995). As asas desenvolvem-se externamente (Exopterygota), evidenciadas pelas tecas alares ou pterotecas. Chaves de identificação para os imaturos das famílias de Heteroptera, geralmente baseadas no último ínstar (quinto), podem ser encontradas em Yonke (1991) e Costa *et al.* (2006). A chave de Southwood (1956) permite a identificação dos diferentes ínstares dos heterópteros.

Biologia. A maioria é ovípara; a exceção é encontrada em Polyctenidae, vivípara. Os ovos são colocados sobre as plantas. Nas espécies com ovipositor desenvolvido, as posturas são endofíticas, com a introdução dos ovos no interior do tecido vegetal. Do ovo, surge a ninfa, que sofre cinco mudas antes de transformar- se em adulto. A maioria tem hábito terrestre, porém as infraordens Nepomorpha e Gerromorpha reúnem espécies exclusivamente aquáticas e semiaquáticas; em Pentatomomorpha, também há várias famílias com hábito aquático. São predominantemente fitófagos, sendo que muitas espécies são pragas atuais ou em potencial de plantas cultivadas. Espécies predadoras, além de hematófagas, também são encontradas entre os heterópteros. Muitas espécies predadoras vêm sendo estudas pelo seu papel no controle biológico de pragas ou as hematófagas como vetores de agentes infecciosos.

Classificação. Leston *et al.* (1954) introduziram os termos Cimicomorpha e Pentatomorpha, uma primeira tentativa formal no reconhecimento de grupos naturais dentro dos Geocorisae. Suas conclusões basearam-se em evidências acumuladas a partir de estudos de anatomia e morfologia de Heteroptera.

Schuh (1979) reconheceu sete infraordens em Heteroptera, baseando-se principalmente em informações contidas em Cobben (1978) em seus estudos sobre as tendências evolutivas dos heterópteros na estrutura do aparelho bucal e nos hábitos alimentares.

Štys & Kerzhner (1975) propuseram um conjunto de nomes para os grupos mais abrangentes do cladograma de Heteroptera. Sete infraordens compõem a subordem Heteroptera: Enicocephalomorpha, Dipsocoromorpha, Gerromorpha, Nepomorpha, Leptopodomorpha, Cimicomorpha e Pentatomomorpha. Um resumo do avanço no conhecimento da sistemática e evolução foi resumido por Weirauch & Schuh (2011).

Seguem-se as famílias reconhecidas para cada infraordem. Entre parênteses, o número de espécies registradas para o Brasil.

Enicocephalomorpha
56. Aenictopecheidae (1)
57. Enicocephalidae (11)

Dipsocoromorpha
58. Ceratocombidae (2)
Dipsocoridae
Hypsipterygidae
59. Schizopteridae (11)
Stemmocryptidae

Gerromorpha
60. Gerridae (40)
61. Hebridae (9)
Hermatobatidae
62. Hydrometridae (11)
Macroveliidae
63. Mesoveliidae (6)
Paraphrynoveliidae
64. Veliidae (65)

Nepomorpha
Aphelocheiridae
65. Belostomatidae (51)
66. Corixidae (32)
67. Gelastocoridae (17)
68. Helotrephidae (4)
69. Naucoridae (64)
70. Nepidae (42)
71. Notonectidae (41)
72. Ochteridae (4)
73. Pleidae (5)
74. Potamocoridae (4)

Leptopodomorpha
Aepophilidae
Leptopodidae
Omaniidae
75. Saldidae (11)

Cimicomorpha
76. Anthocoridae (100)
77. Cimicidae (8)
Joppeicidae
78. Lasiochilidae (5)
Lyctocoridae
Medocostidae
Microphysidae
79. Miridae (~2000)
80. Nabidae (40)
81. Pachynomidae (7)
82. Plokiophilidae (2)
83. Polyctenidae (8)
84. Reduviidae (~500)
85. Thaumastocoridae (1)
86. Tingidae (668)
Velocipedidae

Pentatomomorpha
Aradoidea
87. Aradidae (146)
Termitaphididae

Pentatomoidea
88. Acanthosomatidae (2)
89. Canopidae (6)
90. Cydnidae (40)
91. Dinidoridae (4)
Lestoniidae
92. Megarididae (5)
93. Pentatomidae (650)
94. Phloeidae (3)
Plataspididae
Saileriolidae
95. Scutelleridae (~20)
96. Tessaratomidae (2)
97. Thyreocoridae (80)
Thaumastellidae
Urostylididae

Lygaeoidea
98. Berytidae (23)
99. Colobathristidae (13)
100. Lygaeidae (120)
101. Piesmatidae (~5)

Pyrrhocoroidea
102. Largidae (~20)
103. Pyrrhocoridae (20)

Coreoidea
104. Alydidae (32)
105. Coreidae (360)
106. Rhopalidae (26)

Idiostoloidea
Idiostolidae
Henicocoridae

Relações filogenéticas. Carver *et al.* (1991) propuseram Coleorrhyncha (Peloridiidae) como sendo o grupo-irmão de Heteroptera e Auchenorrhyncha como grupo-irmão de Coleorrhyncha + Heteroptera, dessa forma indicando que o clássico grupo Homoptera seria parafilético. Schaefer (2003) reuniu Heteroptera e Coleorrhyncha na subordem Prosorrhyncha.

Considerando as relações filogenéticas dos grandes grupos de Heteroptera, pouco foi acrescentado até o trabalho de Wheeler *et al.* (1993) (Fig. 28.64), que examinaram as sequências de DNA em 29 táxons de hemípteros representando todas as infraordens e seis grupos externos, incluindo Psocoptera, Sternorrhyncha, Auchenorrhyncha e Coleorrhyncha, encontrando substancial congruência entre os dados moleculares e a maioria dos dados morfológicos usados em Schuh (1979).

Importância. A importância econômica do grupo é resultado do dano direto que causam às culturas de sustento do homem ou de doenças que são transmitidas ao homem, às culturas e aos animais domésticos por insetos vetores. A maioria dos heterópteros é fitófaga, algumas espécies se utilizam de plantas que constituem alimento ou medicamento para o ser humano, ou ainda, tenham valor estético e algumas se utilizam de plantas que são essenciais para a continuidade de determinados ambientes. O dano causado às plantas é, na sua maioria, direto, muito embora existam espécies transmissoras de doenças. Entre os entomófagos, muitas espécies são benéficas por se alimentarem de outros insetos economicamente prejudiciais. Finalmente algumas espécies são ectoparasitas do homem e de animais domésticos e algumas poucas são vetores de agentes patogênicos que causam sérias doenças para o homem, como os triatomíneos vetores do patógeno causador da doença-de-Chagas. Schaefer & Panizzi (2000) apresentaram uma síntese sobre os heterópteros de interesse econômico.

Coleta e fixação. Para as famílias com representantes de médio a grande porte, recomenda-se o uso de redes de varredura, de bater, guarda-chuva entomológico e armadilhas de interceptação de voo. Para os de pequeno porte, recomenda-se o uso de frasco-aspirador, associado com redes, ou coletas diretamente no folhiço. Para as coletas em copa de árvores, vem se usando a termonebulização (*fogging*) com excelentes resultados. As espécies aquáticas são coletadas com redes e peneiras, de plástico ou metal, que podem ser adaptadas para o grupo que se quer coletar. A coleta com luz (ultravioleta e vapor de mercúrio) tem se mostrado eficiente. É melhor preservar a seco, alfinetado, mantendo assim a coloração, embora a cor verde de muitos pentatomídeos tende a tornar-se amarelada nos espécimes preservados em coleção. O alfinete entomológico deve ser colocado no escutelo, um pouco à direita do eixo mediano, para não danificar as estruturas do esterno com importância taxonômica. Para os heterópteros com escutelo muito pequeno, recomenda-se colocar o alfinete sobre o hemiélitro direito, logo atrás do pronoto. Para os pequenos, mais delicados (antocorídeos, tingídeos, cimicídeos

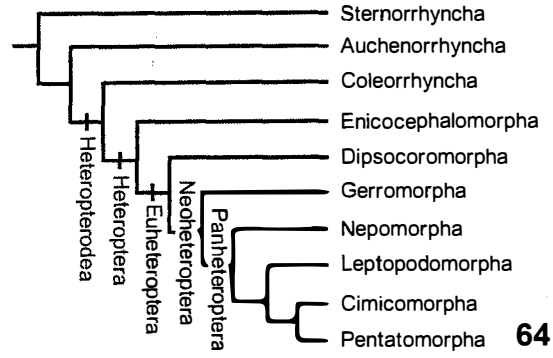


Figura 28.64. Cladograma das relações entre as subordens e infraordens de Hemiptera. Fonte: Wheeler *et al.* (1993).

etc.), a preservação pode ser feita em meio líquido, álcool 70%, como para a totalidade dos imaturos. Para os mirídeos, aconselha-se a dupla montagem, em cartões triangulares, colados com adesivo solúvel em água, para facilitar a remoção. Alguns heterópteros (Cyrtocorinae – Pentatomomorpha, Gerromorpha, Leptopodomorpha) têm partículas de substrato aderidas à cutícula, que se intensifica no processo de coleta. Para esses casos, aconselha-se a limpeza ultrassônica, mergulhando-se os espécimes em amônia ou em detergente. Esse processo também é indicado para limpeza das peças para observação em microscopia eletrônica de varredura.

Chave para as infraordens, superfamílias e famílias de Heteroptera (modificada de Schuh & Slater 1995, exceto Pentatomomorpha, adaptada de Henry 1997b)

1. Olho composto usualmente presente, às vezes reduzido, raramente ausente (alguns Enicocephalomorpha). Asas ocasionalmente reduzidas. Maioria de vida livre **2**

— Olho composto ausente. Ápteros. Parasitas obrigatórios de morcegos: ctenídios presentes; olho composto ausente .... **Cimicomorpha: 83. Polyctenidae**

2(1). Cabeça dividida em dois lobos distintos (Fig. 28.65). Ocelos, quando presentes, situados no lobo posterior, atrás do olho composto, às vezes bastante reduzidos ou ausentes. Tíbia anterior achatada, com espinhos distais distintos. Tarso anterior com um, às vezes dois artículos, sempre em oposição ao ápice da tíbia. Asa anterior, quando presente, de textura uniforme, não diferenciada em cório e membrana .... **Enicocephalomorpha** ... **9**

— Cabeça geralmente não dividida em lobos; em caso de estar dividida, prosterno com um sulco distinto para recepção do ápice do lábio. Olho composto raramente reduzido ou ausente. Tíbia e tarso anteriores não como descrito acima. Asa anterior, se completamente desenvolvida, de estrutura variável, dividida em distinto cório e membrana (Fig. 28.88c), ou não **3**

3(2). Cabeça com três ou quatro pares de tricobótrias conspícuas situadas próximo à margem interna do olho composto (Fig. 28.66), inseridas em receptáculos distintos e cerdas, projetando-se além da margem dos receptáculos. Asa anterior, quando presente, sem comissura claval e não dividida em cório, clavo e membrana. Superfície do corpo sempre recoberta por distintos tufos de microcerdas e espículas .... **Gerromorpha** ... **11**

— Cabeça sem tricobótrias ou, se com uma ou mais pares, nunca inseridas em profundos receptáculos. Asa anterior, quando desenvolvida, com comissura claval (Fig. 28.73) ou sem. Superfície do corpo, especialmente o ventre, raramente com tufos de microcerdas e espículas **4**

4(3). Antena mais curta que a cabeça e disposta sob ela, geralmente escondida em fenda (exceto Ochteridae, com pelo menos o ápice da antena ultrapassando a margem externa do amplo olho composto). Olho composto presente, usualmente amplo. Sulco do prosterno ausente. Geralmente macrópteros, raramente estafilinoides (alguns Naucoridae e Aphelocheiridae). Comissura claval (Fig. 28.73) sempre presente nas formas macrópteras .... **Nepomorpha** ... **19**

— Antena geralmente mais longa que a cabeça, nunca abrigada em fenda sob o olho composto, mesmo quando mais curta que o comprimento da cabeça e, nesse caso, sulco do prosterno presente. Asa anterior com desenvolvimento variado. Comissura claval presente ou ausente **5**

5(4). Esternos abdominais III-VIII geralmente com dois ou três (raramente com um ou mais de três) tricobótrias situadas sublateralmente (Pentatomoidea) ou submedianamente nos esternos III e IV e sublateralmente nos esternos V-VII (outros grupos); ocasionalmente presente sublateralmente nos esternos V-VII ou, muito raramente, completamente ausentes (alguns Piesmatidae). Pulvilos alongados (Fig. 28.67), sempre presentes próximo à base de cada garra tarsal..... ..... **Pentatomomorpha** (exceto Aradoidea) ... **40**

— Abdômen ao menos com uma tricobótria de cada lado da linha mediana de um ou mais esternos e nunca dispostas como descrito acima, ou com uma tricobótria no laterotergito ventral VII (alguns Nabidae). Garras tarsais às vezes com pulvilos (maioria de Aradoidea, alguns Miridae e alguns Anthocoridae) **6**

6(5). Escapo e pedicelo curtos, subiguais em comprimento; basiflagelo e distiflagelo muito longos, afilados e recobertos por cerdas eretas, mais longas que o diâmetro do artículo. Geralmente menores que 2,5 mm. Hemiélitro, quando presente, tegmináceo ou elitráceo (coleopteroide) .... **Dipsocoromorpha** ... **10**

— Pedicelo geralmente mais longo que o escapo, se ao contrário (maioria de Tingidae), então basiflagelo e distiflagelo destituídos de cerdas eretas maiores que o diâmetro do artículo e pronoto e hemiélitros com aréolas. Hemiélitro, quando desenvolvido, nunca tegmináceo ou indiferenciado **7**

7(6). Garras tarsais geralmente com pulvilos distintos e alongados, livres das garras, exceto na base. Tarsos dímeros. Corpo achatado dorso-ventralmente, às vezes encrustrados. Asas, quando presentes, cobrindo a área discal do abdômen; conexivo exposto (ver Fig. 28.95a). Olho pequeno em relação ao tamanho da cabeça, esférico, mas não com redução do número de omatídios .... **Pentatomomorpha, Aradoidea: 87. Aradidae**

— Garras tarsais às vezes com pulvilo (alguns Miridae e alguns Anthocoridae), mas, se presentes, raramente livres da garra pela maior parte de seu comprimento (alguns Phylinae, Miridae) e tarsos trímeros. Tarsos geralmente trímeros, menos frequentemente dímeros. Asas, quando presentes, usualmente recobrindo o conexivo (exceto alguns Reduviidae). Olho frequentemente grande em relação ao tamanho da cabeça, raramente esférico ou com redução do número de omatídios **8**

8(7). Membrana da asa anterior, pelo menos nas formas reduzidas, com três, quatro ou cinco células fechadas, nunca com veias emergindo da margem posterior das células .... **Leptopodomorpha: 75. Saldidae**

— Membrana da asa anterior frequentemente com células fechadas, usualmente duas, se mais de duas, então sempre com veias emergindo da margem posterior ou asa anterior obsoleta ou ausente ..... **Cimicomorpha** ... **28**

9(2). Falo distinto, projetando-se para fora do pigóforo, inflável ou não. Parâmeros móveis, articulados com o falo. Ovipositor geralmente presente. Asa anterior nas formas macrópteras geralmente com fratura costal ..... **56. Aenictopecheidae**

— Falo indistinto, não inflável e não se assemelhando ao típico órgão intromitente dos heterópteros. Parâmeros imóveis. Ovipositor vestigial ou ausente. Asa anterior nas formas

macrópteras sem fratura costal ..... **57. Enicocephalidae**

10(6). Fratura costal presente. Coleopteriforme, com asa anterior elitrácea. Lobo proepisternal amplo, porém não inflado. Cabeça prognata. Coxa posterior sem vesícula adesiva. Genitália masculina e abdômen simétricos ou assimétricos ... . **58. Ceratocombidae**

— Fratura costal geralmente ausente ou restrita à margem costal. Macrópteros a braquípteros, raramente micrópteros, frequentemente coleopteriforme, com asa anterior tegminácea, do tipo hemiélitro ou frequentemente elitrácea. Lobo proepisternal muito inflado e estendendo-se sob o olho. Cabeça declivente. Coxa posterior com vesícula adesiva. Genitália masculina e abdômen sempre assimétricos .... **59. Schizopteridae**

11(3). Macrópteros **12**

— Ápteros ou com asas curtas **16**

12(11). Escutelo exposto formando uma placa subtriangular, arredondada ou transversal atrás do lobo pronotal **13**

— Escutelo encoberto pelo lobo pronotal, que se projeta posteriormente **14**

13(12). Superfície ventral da cabeça com búculas (ver Fig. 28.88a) bem desenvolvidas cobrindo a base do rostro, em vista lateral. Tarsos dímeros, o primeiro muito curto ...**61 .Hebridae** (parte)

— Búculas não tão desenvolvidas. Tarsos trímeros .... **63. Mesoveliidae** (parte)

14(12). Búculas (ver Fig. 28.88a) cobrindo o primeiro e algumas vezes o segundo artículo do rostro em vista lateral. Garras tarsais inseridas apicalmente (exceto em *Limnobatodes* Hussey). Cabeça distintamente prolongada antes do olho .... **62. Hydrometridae** (parte)

— Búculas não como acima. Garras tarsais inseridas antes do ápice do tarso. Cabeça não distintamente prolongada antes do olho **15**

15(14). Cabeça com um sulco longitudinal mediano e dorsal. Tíbia anterior com espinhos curtos nas margens internas. Fêmur posterior mais desenvolvido que o médio ..... **64. Veliidae**

— Cabeça sem sulco mediano na superfície dorsal. Tíbia anterior sem espinhos. Fêmur médio mais desenvolvido que o fêmur posterior ..... **60. Gerridae**

16(11). Abertura da glândula odorífera ausente no metasterno .... **62. Hydrometridae** (parte)

— Abertura da glândula odorífera presente no metasterno **17**

17(16). Pronoto curto, expondo meso e metanoto. Cabeça truncada. Garras tarsais apicais ..... **63. Mesoveliidae** (parte)

— Pronoto longo, encobrindo pelo menos o mesonoto. Cabeça e garras tarsais com forma e posição variáveis **18**

18(17). Búculas (ver Fig. 28.88a) desenvolvidas cobrindo a base do rostro em vista lateral. Tarsos dímeros ... **61. Hebridae** (parte)

— Búculas pouco desenvolvidas e não cobrindo a base do rostro. Tarsos trímeros ..... **62. Hydrometridae** (parte)

19(4). Rostro triangular curto, não segmentado e com sulcos transversais. Tarso anterior não articulado, às vezes fundido com a tíbia, côncavo, com uma franja de cerdas longas. Cabeça recobrindo a margem anterior do pronoto. Pronoto e asa anterior com linhas claras e escuras formando um padrão rajado ..... **66. Corixidae**

— Rostro cilíndrico a cônico, segmentado e sem sulcos transversais. Tarso anterior articulado ou não, sem franja de cerdas. Cabeça nunca recobrindo a margem anterior do pronoto. Coloração não como acima **20**

20(19). Ápice do abdômen com par de sifões respiratórios (Fig. 28.72). Corpo cilíndrico ou ovoide e achatado. Comprimento variando de 9 a 110 mm. Perna anterior raptorial **21**

— Ápice do abdômen sem sifão respiratório. Corpo com forma variável. Comprimento variando de 1 a 20 mm. Perna anterior raptorial ou cursorial, geralmente modificada nos machos ... **22**

21(20). Sifão respiratório não retrátil, geralmente longo e filiforme. Tarsos monômeros. Tíbia posterior simples. Coxa posterior curta e livre ..... **70. Nepidae**

— Sifão respiratório curto e retrátil, geralmente apenas ápice visível. Tarsos dímeros ou trímeros, raramente tarso anterior monômero. Tíbia posterior achatada e com cerdas para natação. Coxa posterior cônica e firmemente unida à metapleura ..... **65. Belostomatidae**

22(20). Ocelos presentes, se reduzidos ou ausentes, então cabeça transversal e o olho pedunculado ou subpedunculado. Pernas cursoriais **23**

— Ocelos ausentes. Olho séssil. Perna posterior e/ou média normalmente achatada e com franjas de cerdas para natação **24**

23(22). Antena relativamente longa, filiforme, parcialmente visível em vista dorsal. Cabeça moderadamente transversal. Olho séssil. Escutelo achatado. Pernas cursoriais ..... **72. Ochteridae**

— Antena curta e robusta, escondida em uma cavidade entre o olho e o protórax. Cabeça muito convexa. Olho subpedunculado ou pedunculado. Escutelo túmido. Fêmur anterior robusto, sulcado ou carenado ... **67. Gelastocoridae**

24(22). Superfície dorsal achatada a levemente convexa. Cabeça e protórax nunca fusionados. Perna anterior claramente raptorial ou antena relativamente longa, projetando-se além da margem da cabeça **25**

— Superfície dorsal muito convexa; se achatada, então cabeça e protórax fundidos e sulco cefalonotal incompleto. Perna anterior não raptorial, embora possa ser modificada nos machos **26**

25(24). Antena longa e filiforme, estendendo-se além da margem lateral da cabeça. Rostro atingindo a base do prosterno. Cabeça estreita, alongada, desenvolvida adiante do olho. Fórmula tarsal 1-2-2. Todos os tarsos com duas garras desenvolvidas ..... **74. Potamocoridae**

— Antena curta, não ultrapassando a margem da cabeça em vista dorsal. Rostro robusto e curto, não ultrapassando a margem posterior do prosterno. Cabeça normalmente transversal, região adiante do olho pouco desenvolvida, geralmente inconspícua. Fórmula tarsal 2-2-2 ou 1-2-2. Tarso anterior com uma ou duas garras tarsais, podendo estar ausentes ..... **69. Naucoridae**

26(24). Corpo alongado, em forma de "cunha", normalmente com mais de 4 mm de comprimento. Olho grande. Perna posterior longa, em forma de remo, com garras reduzidas e inconspícuas. Cabeça não fusionada com o protórax. Superfície ventral do abdômen com uma quilha média, nunca com uma carena irregular ..... **71. Notonectidae**

— Corpo ovalado a arredondado e robusto, normalmente com

menos de 4 mm de comprimento. Olho pequeno a médio. Perna posterior cursorial ou pouco modificada, mas não em forma de remo, normalmente com duas garras. Cabeça imóvel devido ao encaixe no protórax. Superfície ventral do abdômen com uma carena de forma irregular 27

27(26). Superfície dorsal da cabeça não fusionada com o pronoto. Limite entre a cabeça e o pronoto reto. Antena com três artículos. Superfície dorsal do corpo muito convexa .... **73. Pleidae**

— Superfície dorsal da cabeça fundida ao pronoto. Antena com um ou dois artículos. Superfície dorsal variando de pouco a muito convexa ..... **68. Helotrephidae**

28(8). Jugas (placas mandibulares) muito desenvolvidas e conspícuas, normalmente ultrapassando e envolvendo o ápice do clípeo ..... **85 Thaumastocoridae**

— Jugas não tão desenvolvidas, nunca ultrapassando o ápice do clípeo 29

29(28). Rostro claramente com quatro artículos, inserido ventralmente na cabeça, primeiro artículo atingindo (ou quase) a margem posterior da cabeça. Fóssula esponjosa ausente 30

— Rostro com três artículos distintos, inserido anteriormente na cabeça; se com quatro artículos, o primeiro nunca atinge a margem posterior da cabeça. Fóssula esponjosa geralmente presente em um ou mais pares de pernas 32

30(29). Pronoto e hemiélitro areolado. Hemiélitro de textura uniforme, sem a divisão típica com cório e membrana. Pedicelo curto. Ocelos sempre ausentes. Tarsos dímeros (Cantacaderinae e Tinginae) ..... **86. Tingidae** (parte)

— Pronoto e hemiélitro nunca areolado, embora profundamente pontuado algumas vezes. Hemiélitro típico com cório e membrana distinta (Fig. 28.88c). Raramente coleopteroide. Pedicelo alongado, normalmente muito mais longo que o escapo. Ocelos presentes ou ausentes. Tarsos dímeros ou trímeros 31

31(30). Macrópteros ou braquípteros, raramente coleopteroides. R+M nunca elevada, em forma de quilha. Olho composto desenvolvido. Tricobótrias presentes no meso e metafêmur. Genitália masculina assimétrica. Tarsos dímeros ou trímeros. Ocelos presentes ou ausentes ..... **79. Miridae**

— Normalmente coleopteroides. Dorso muito pontuado. Olho composto reduzido e ocelos ausentes. Se macrópteros, R+M do hemiélitro elevada, formando uma quilha, olho composto desenvolvido e ocelos presentes. Tricobótrias nunca presentes no meso e metafêmur. Genitália masculina simétrica. Tarsos dímeros (Vianaidinae) ..... **86. Tingidae** (parte)

32(29). Sulco prosternal normalmente na forma de uma estrutura estridulatória (*stridulitrum*), recebendo o rostro (Fig. 28.79). Rostro normalmente curto, robusto e curvado, raramente delicado e reto. Cabeça estriada atrás do olho, frequentemente com uma impressão transversal anterior aos ocelos. Membrana do hemiélitro normalmente com duas células fechadas grandes (às vezes mais de duas), ou raramente com poucas veias longitudinais (Fig. 28.80) ..... **84. Reduviidae**

— Sem sulco prosternal. Rostro reto ou curvo. Cabeça não estriada após o olho, nunca com uma impressão transversal anterior aos ocelos. Venação da membrana variável 33

33(32). Antena com cinco artículos aparentes 34

— Antena com quatro artículos 35

34(33). Escutelo com la 7 pares de tricobótrias laterais. Membrana com uma protuberância corial normalmente visível em vista ventral (Prostemmatinae) ..... **80. Nabidae** (parte)

— Escutelo sem tricobótrias laterais e membrana sem protuberância corial ..... **81. Pachynomidae**

35(33). Hemiélitro normalmente bem desenvolvido. Nunca ectoparasitos 36

— Hemiélitro estafilinoide, como pequenas almofadas. Ectoparasitos temporários: olho composto reduzido; todos os tarsos trímeros ..... **77. Cimicidae**

36(35). Fratura costal presente nas formas macrópteras, normalmente demarcando um cúneo distinto (Fig. 28.88c). Espécimes geralmente menores do que 4 mm. Rostro reto 37

— Fratura costal ausente nas formas macrópteras, sem cúneo. Espécimes sempre acima de 4 mm de comprimento. Rostro levemente curvo (Nabinae) ..... **80. Nabidae** (parte)

37(36). Tarsos dímeros. Genitália masculina simétrica, parâmeros alongados e igualmente desenvolvidos .... **82. Plokiophilidae** (parte)

— Tarsos trímeros. Genitália masculina simétrica ou assimétrica 38

38(37). Genitália masculina simétrica, parâmeros alongados. Cápsula genital tubular. Glândulas coriais presentes. Comensais em teias de aranhas ..... **82. Plokiophilidae** (parte)

— Genitália masculina assimétrica, parâmero esquerdo com forma variável, parâmero direito reduzido. Cápsula genital frequentemente curta e larga. Glândulas coriais ausentes ... 39

39(38). Segmentos abdominais I e II com conexivo (laterotergitos) (ver Fig. 28.95a), demais segmentos apenas com os esternitos. Sem inseminação traumática ..... **78. Lasiochilidae**

— Conexivo (laterotergitos) presente em todos os segmentos abdominais. Com mecanismo de inseminação traumática .... **76. Anthocoridae**

40(5). Tricobótrias abdominais em pares dispostos lateralmente no abdômen. Escutelo amplo, estendendo-se pelo menos até o ápice do clavo, frequentemente recobrindo grande parte do abdômen. Antena geralmente pentâmera. Cápsula genital ampla, mais ou menos achatada dorso-ventralmente, com abertura distal ..... **Pentatomoidea** ... 43

— Tricobótrias abdominais dispostas lateralmente ou medianamente, todas ou pelo menos parte delas em conjuntos de três. Escutelo relativamente pequeno, não se estendendo ao ápice do clavo. Antena tetrâmera. Cápsula genital geralmente arredonada, tanto ventral quando caudal, com abertura dorsal 41

41(40). Membrana do hemiélitro com quatro ou cinco veias simples, quase sempre destituída de células basais .... **Lygaeoidea** ... 54

— Membrana do hemiélitro com oito ou mais veias, estas frequentemente anastomosadas e formando células basais 42

42(41). Ocelos presentes. Aberturas das glândulas odoríferas dorsais geralmente divididas (exceto Rhopalidae). Raramente com coloração aposemática ..... **Coreoidea** ... 58

— Ocelos ausentes. Aberturas das glândulas odoríferas dorsais nunca divididas. Frequentemente com coloração aposemática ..... **Pyrrhocoroidea** ... 57

43(40). Escutelo cobrindo a maior parte da asa anterior 50
— Escutelo deixando a maior parte da asa anterior exposta, mesmo quando o escutelo atinge o ápice do abdômen 44

44(43). Orifício da glândula odorífera metatorácica próximo da margem lateral da pleura. Antena com três artículos .... **94. Phloeidae**
— Orifício da glândula odorífera metatorácica distante da margem lateral da pleura. Antena com quatro ou cinco artículos 45

45(44). Cada par de tricobótrias nos esternitos III-VII em um amplo calo, localizado internamente ao espiráculo adjacente .... **91. Dinidoridae**
— Tricobótrias não situadas em um amplo calo, ambas (se pareadas) raramente internas aos espiráculos, em todos os esternitos 46

46(45). Pronoto estendendo-se sobre a base do escutelo .... **96. Tessaratomidae**
— Pronoto terminando na base do escutelo 47

47(46). Espinhos tibiais, se presentes, confinados ao ápice das tíbias 48
— Espinhos tibiais presentes em grande número, em adição àqueles do ápice das tíbias e em adição às cerdas 49

48(47). Tarsos dímeros. Esternito VIII nos machos exposto. Órgão de Pendergrast (Fig. 28.90) usualmente presente nas fêmeas ....**88. Acanthosomatidae**
— Tarsos trímeros. Esternito VIII nos machos encoberto pelo esternito VII. Órgão de Pendergrast ausente nas fêmeas ....**93. Pentatomidae** (parte)

49(47). Tíbia anterior usualmente expandida, às vezes em forma de foice, com o tarso inserido na metade do seu comprimento, portando uma fileira lateral de espinhos especiais, robustos, senão em forma de foice. Ápice do escutelo usualmente estreitamente arredondado ..... **90. Cydnidae**
— Tíbia anterior subcilíndrica, espinhos na margem lateral não notavelmente mais largos do que os demais. Ápice do escutelo distintamente arredondado ....**97. Thyreocoridae** (parte)

50(43). Tarsos dímeros ..... **92. Megarididae**
— Tarsos trímeros 51

51(50). Tíbias com muitos espinhos em adição àqueles do ápice e em adição às cerdas; se poucos espinhos, laterais do pronoto franjadas com cerdas longas ..... **97. Thyreocoridae (parte)**
— Espinhos tibiais, se presentes, confinados ao ápice 52

52(51). Suturas abdominais completas, alcançando a margem lateral. Pedicelo mais longo que o seu diâmetro 53
— Suturas abdominais obsoletas, lateralmente aos espiráculos. Comprimento do pedicelo subigual ao diâmetro .... **89. Canopidae**

53(52). Tricobótrias pareadas. Freno ausente ..... **95. Scutelleridae**
— Tricobótrias não pareadas. Freno curto (Fig. 28.95a) .... **93. Pentatomidae** (parte)

54(41). Tarsos dímeros. Ocelos ausentes. Tricobótrias ausentes nos urosternitos IV e V, frequentemente ausentes em outros urosternitos ..... **101. Piesmatidae**
— Tarsos trímeros. Ocelos presentes. Tricobótrias presentes nos urosternitos IV e V 55

55(54). Ocelos envolvidos por um calo distinto 56
— Ocelos não envolvidos por calo distinto ..... **100. Lygaeidae**

56(55). Espiráculos abdominais nos segmentos V e VI ventrais .... **99. Colobathristidae**
— Espiráculos abdominais nos segmentos V e VI dorsais .... **98. Berytidae**

57(42). Antena inserida atrás de uma linha imaginária transversal atravessando a metade da altura dos olhos .... **102. Largidae**
— Antena inserida bem adiante dos olhos ...**103. Pyrrhocoridae**

58(42). Ruga da glândula de cheiro metatorácica extremamente reduzida ou ausente ..... **106. Rhopalidae**
— Ruga da glândula de cheiro metatorácica desenvolvida ... 59

59(58). Cabeça grande em relação ao tamanho do corpo. Búculas (ver Fig. 28.88a) curtas, não atingindo a base da antena. Margem posterior do pronoto geralmente subigual a largura da cabeça, raramente atingindo duas vezes essa largura. Tíbias não sulcadas. Geralmente mirmecomórficas, especialmente as ninfas ..... **104. Alydidae**
— Cabeça pequena em relação ao tamanho do corpo. Búculas geralmente longas, atingindo a inserção da antena. Margem posterior do pronoto distintamente mais larga que a cabeça. Tíbias sulcadas (exceto Pseudophloeinae) .... **105. Coreidae**

ENICOCEPHALOMORPHA

Cabeça subdividida em lobo anterior e posterior por uma constrição pós-ocular geralmente conspícua (Fig. 28.65); ocelos, se presentes, situados no lobo posterior, distantes dos olhos; gula longa; rostro com quatro artículos, curto, reto ou curvo, nunca excedendo o comprimento da cabeça; antenas mais ou menos longas, flageliformes ou retilíneas; asas anteriores membranosas, tegminais, às vezes reduzidas ou ausentes, ocasionalmente caducas; perna anterior frequentemente raptorial, com a tibia dilatada dotada de tufos de cerdas espiniformes opostas à superfície ventral dos tarsos, uni ou bissegmentados, frequentemente com espinhos. Genitália simétrica nos machos; fêmeas com ovipositor, às vezes ausente, placa subgenital formada pelo segmento VIII, em vez do VII, como nos demais heterópteros; espermateca presente.

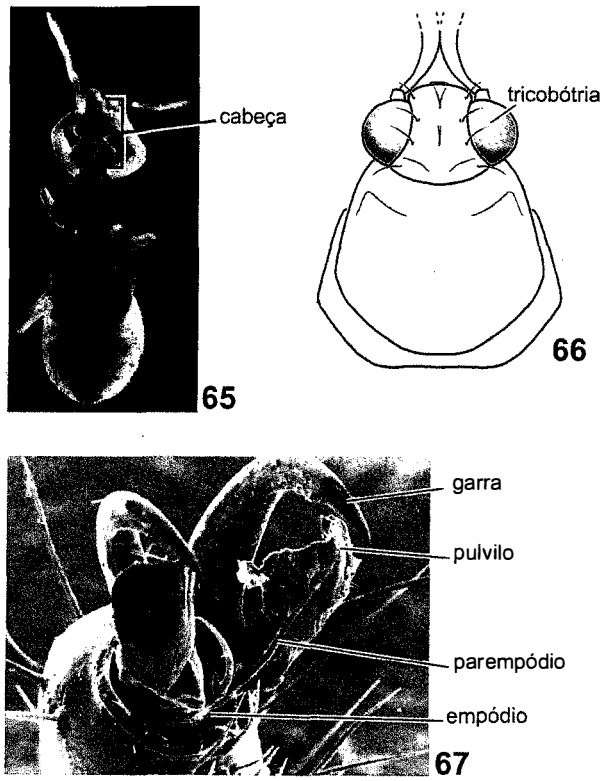
56. Aenictopecheidae. Está subdividida em quatro subfamílias, dez gêneros e 20 espécies. Possuem hábitos cavadores, sendo encontrados nas camadas superficiais de solo ou em áreas de acúmulo de detritos. Há registros de sua ocorrência sob cascas de árvores, embaixo de pedras e na bainha das folhas. Têm hábitos entomófagos ou onívoros. As formas macrópteras são atraídas pela luz. No Brasil, apenas *Tornocrusus browni* Wygodzinsky & Schmidt foi descrita da cidade de São Paulo.

57. Enicocephalidae (Fig. 28.65). Contém 33 gêneros e pouco mais de 400 espécies em cinco subfamílias. Possuem hábitos semelhantes a Aenictopecheidae. É a única família de Heteroptera com enxameamento, algumas vezes composto por mais de uma espécie. O dimorfismo sexual secundário

está presente, as fêmeas geralmente sendo bem maiores que os machos, com cabeça e pernas mais robustas. O polimorfismo alar é comum e, nas formas micrópteras e ápteras, está acompanhado da perda dos ocelos, redução do tamanho do olho e modificação da forma do pronoto. No Novo Mundo, são desconhecidos machos ápteros. Wygodzinsky & Schmidt (1991) monografaram a fauna do Novo Mundo, para a qual reconhecem três subfamílias: Enicocephalinae, Alienatinae e Aenictopecheinae (aqui tratada como família). Incluíram chaves para identificação dos gêneros e das espécies (exceto *Systelloderes* Blanchard), além da descrição de inúmeros táxons novos, revisões gerais de biologia, morfologia, homologias. Enicocephalinae está subdividida em duas tribos: Systelloderini, monotípica, com ampla distribuição mundial, sendo que apenas *Systelloderes spurculus* Stål, descrita do Rio de Janeiro, tem registro para o Brasil; em Enicocephalini, são conhecidos *Enicocephalus* Westwood, com seis espécies descritas do Brasil por Wygodzinsky & Schmidt (1991), e *Neoncylocotis* Wygodzinsky & Schmidt, com quatro espécies descritas do Brasil, sendo duas pelos autores do gênero.

DIPSOCOROMORPHA

Incluem os menores heterópteros conhecidos, de 0,5 a 4 mm de comprimento. Inclui 47 gêneros e pouco mais de 200 espécies descritas, sendo que a diversidade na região Neotropical é grande. A estrutura atual de Dipsocoromorpha foi proposta por Štys (1970) e revista em Štys (1983). É um grupo pouco estudado no Brasil.



Figuras 28.65-67. Hábito e estruturas. **65**, Enicocephalidae, vd; **66**, cabeça e pronoto de Veliidae, vd (desenho: A. Ferrari); **67**, pretarso de Pentatomidae (MEV).

58. Ceratocombidae. A maioria é escura, podendo variar do amarelo ao castanho-escuro. Variam de 1,5 a 3,0 mm de comprimento. Antena flageliforme. Espiráculos dorsais nos segmentos II a VIII. Genitália do macho às vezes simétrica. Fêmea com ovipositor bem desenvolvido. Embora alguns sejam macrópteros, a maioria é pterigopolimórfica. São reconhecidas duas subfamílias, as quais contém oito gêneros e aproximadamente 50 espécies. Entre as espécies descritas para o Brasil, McAtee & Malloch (1925) listaram *Ceratocombus* (*C.*) *brasiliensis* Reuter e *C. (Xylonannus) cuneatus* McAtee & Malloch.

59. Schizopteridae. São diminutos, entre 0,8 e 2 mm de comprimento, arredondados, negros e muito semelhantes a coleópteros. Hemiélitro uniformemente esclerosado, cabeça muito declivente. Escapo e pedicelo muito curtos. Metasterno com espinho mediano e coxa posterior com vesícula adesiva que facilitam o salto. Emsley (1969) monografou a família, reconhecendo duas subfamílias. Compreende cerca de 35 gêneros e 120 espécies. Emsley (1969) listou *Biturinannus reuteri* Wygodzinsky, *Ceratocomboides brasiliensis* Wygodzinsky, *Corixidea lunigera* (Reuter), *Itagunannus itaguaiensis* Wygodzinsky, *Voccoroda carioca* Wygodzinsky, *Ptenidiophyes mirabilis* Reuter, *Schizoptera apicalis* Reuter, *S. flavipes* Reuter, *S. reitteri* Reuter, *S. scymnus* McAtee & Malloch, *Tropistotrochus ampliatipennis* Reuter.Com os levantamentos que vêm sendo realizados mais recentemente em áreas até então inexploradas, como na floresta amazônica e no cerrado, um grande número de espécies novas está sendo identificada.

GERROMORPHA

Os gerromorfos incluem os heterópteros semiaquáticos e são reconhecidos como um grupo monofilética. Até recentemente, era chamado de Amphibiocorisae. Possuem a capacidade de deslizar sobre a superfície da água, muitos vivendo a maior parte de suas vidas nesses ambientes. Vivem em praticamente todos os ambientes aquáticos, habitando locais de águas tranquilas ou pouco agitadas, incluindo o mar aberto. Todos são predadores de outros insetos e invertebrados que capturam na superfície da água. Possuem cabeça geralmente alongada antes do olho e cilíndrica. Apêndices longos e finos. Coloração discreta, predominantemente escura. Andersen (1982) apontou várias sinapomorfias para o grupo: três pares de tricobótrias cefálicas inseridas em poros, epifaringe com projeção externa longa e estreita, sulco rostral distinto, rostro longo, primeiro e segundo artículos muito curtos, terceiro mais longo que o quarto, asas anteriores sem diferenciação entre parte coriácea e membranosa; prétarso com arólio ventral e outro dorsal, sendo que o ventral pode ser bastante modificado; duas camadas de cerdas cobrindo a cabeça, tórax e segmentos basais do abdômen, com cerdas curtas (microtriquias) densamente distribuídas e cerdas longas esparsas; complexo ginatrial da fêmea com espermateca tubular, longa e glandular. Polimorfismo das asas bastante comum e variável, sendo conhecidas várias espécies ápteras. O trabalho de Andersen (1982) é a referência mais abrangente sobre Gerromorpha, tratando

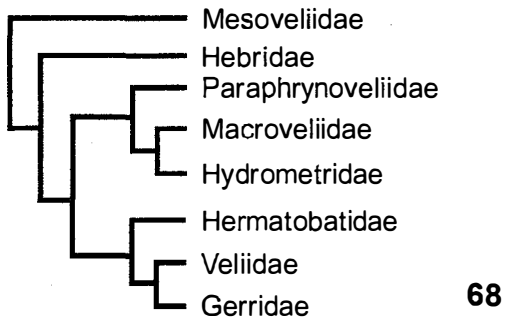
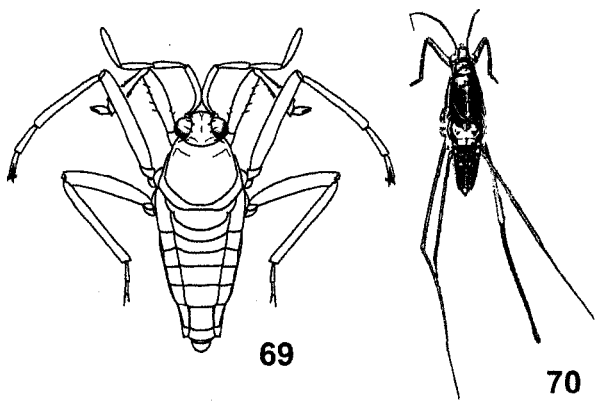


Figura 28.68. Cladograma das relações entre as famílias de Gerromorpha. Fonte: Andersen (1982).

de morfologia, adaptações à vida aquática, filogenia (Fig. 28.68), biogeografia, classificação supragenérica, listas dos gêneros e chaves para identificação. Ainda é pouco conhecida no Brasil. Grandes biomas dominados pela água, como a Amazônia e o Pantanal, abrigam um número considerável de espécies, muitas desconhecidas da ciência. Para a fauna brasileira, os trabalhos mais recentes são os de Nieser & Melo (1997), que abordaram basicamente os percevejos aquáticos de Minas Gerais, e o de Pereira *et al.* (2007), que apresentam chaves de identificação para famílias e gêneros de Gerromorpha e Nepomorpha que ocorrem na Amazônia Central.

60. Gerridae (Fig. 28.70). Passam praticamente toda vida na superfície de águas abertas e são os gerromorfos mais conhecidos. A forma do corpo pode ser globosa, cilíndrica, alongada, sempre com apêndices longos e delicados. Variam de 1,6 a 36 mm de comprimento. São encontrados em poços, lagoas ou outros locais com água parada. Algumas espécies habitam águas rápidas ou ambientes como mangues, estuários, enseadas ou mar aberto. Corpo coberto por camadas de micro e macrocerdas. Cabeça normalmente prolongada após o olho. Inserção da antena visível em vista dorsal. Ocelos ausentes. Quatro pares de tricobótrias cefálicas, em vez dos três pares encontrados nos outros gerromorfos. Escapo normalmente mais longo e robusto que os demais antenômeros. Rostro normalmente ultrapassando o prosterno. Pronoto sem colar ou pontuação, estendido póstero-medianamente, recobrindo o mesonoto em formas macrópteras. Mesotórax alongado. Perna anterior curta e robusta. Perna média e posterior delicadas e alongadas. Tarsos dímeros. Pré-tarsos inseridos anteapicalmente. Garras da perna anterior mais desenvolvida que as demais. São reconhecidas oito subfamílias (Andersen 1982): Charmatometrinae, Cylindrostethinae, Eotrechinae, Gerrinae, Halobatinae, Ptilomerinae, Rhagadotarsinae e Trepobatinae, contendo 60 gêneros e aproximadamente 500 espécies. Charmatometrinae está representada no Brasil por *Brachymetra* Mayr (pelo menos três espécies). Cylindrostethinae por *Cylindrostethus* Mayr (quatro). Gerrinae por *Limnogonus* Stål (nove), *Neogerris* Matsumura (quatro) e *Tachygerris* Drake (três). Halobatinae por *Halobates* Eschscholtz (uma). Rhagadotarsinae por *Rheumatobathes* Bergroth (sete). Trepobatinae contém mais gêneros no Brasil: *Metrobates* Uhler (duas espécies), *Ovatametra* Kenaga (três), *Halobatopsis* Bianchi (duas), *Telmatometra* Kirkaldy (duas). Chaves para as subfamílias e gêneros, bem como ilustrações para os gêneros podem ser encontrados em Hungerford & Matsuda (1960) e Andersen (1982). Além destes, podemos citar como trabalhos mais recentes que ajudam a identificar espécies da fauna brasileira as contribuições de Nieser (1970c, 1975) e Nieser & Melo (1997).



Figuras 28.69-70. Hábito, vd. **69**, Veliidae; **70**, Gerridae. 69, fonte: Andersen (1982).

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995)

1. Esterno abdominal I presente e distinto. Ovipositor serrulado e alongado. Búculas desenvolvidas ..... **Rhagadotarsinae**

— Esterno abdominal I ausente ou fundido com o metasterno. Ovipositor curto e não serrulado. Búculas não desenvolvidas **2**

2(1). Hemiélitro dividido em cório e membrana. Fêmur médio robusto, mais curto que a tíbia média e mais curto que o fêmur posterior. Orifício da glândula metatorácica ausente ... . **Trepobatinae**

— Hemiélitro não diferenciado entre cório e membrana. Fêmur médio delicado e distintamente mais longo que a tíbia média. Orifício da glândula metatorácica presente **3**

3(2). Metasterno muito reduzido, representado por uma placa subtriangular pequena que contém o orifício da glândula metatorácica. Se o metasterno atinge a região metacetabular, então tíbia média com uma franja de cerdas. Garras do tarso posterior retas ou em forma de "s" ..... **Halobatinae**

— Metasterno bem desenvolvido, atingindo a lateral da região metacetabular. Garras do tarso posterior falciformes ou ausentes **4**

4(3). Sulco metacetabular distinto, atingindo dorsalmente a margem anterior do tergo abdominal I. Tarso anterior pelo menos com a metade do comprimento da tíbia anterior .... **Ptilomerinae**

— Sulco metacetabular indistinto dorsalmente; se distinto, não atinge a margem anterior do tergo abdominal I. Tarso anterior com menos da metade do comprimento da tíbia anterior ... **5**

5(4). Sulco metacetabular distinto, conectado dorsalmente com a margem do mesoposnoto. Distiflagelo curvado. Rostro não se estendendo além do prosterno. Basitarso anterior menos da metade do comprimento do seguinte ..... **Cylindrostethinae**

— Sulco metacetabular indistinto dorsalmente. Distiflagelo reto. Rostro ultrapassando a margem do prosterno. Basitarso anterior normalmente mais da metade do comprimento do seguinte 6

6(5). Metasterno com canais laterais que vão da abertura da glândula metatorácica até a região metacetabular. Metanoto com uma linha transversal reta. Conexivo (ver Fig. 28.95a) sem espinhos ..... **Charmatometrinae**

— Metasterno sem canais laterais; se presentes, então com cerca de 30 mm de comprimento. Metanoto sem uma linha transversal. Conexivo com espinhos 7

7(6). Lobo pronotal reduzido em indivíduos ápteros. Arólios presentes. Sutura lateral entre meso e metatórax distinta .... **Eotrechinae**

— Lobo pronotal não reduzido em indivíduos ápteros; se reduzido, então arólios ausentes ou sutura lateral entre meso e metatórax indistinta ..... **Gerrinae**

61. Hebridae. Variam entre 1,3 e 3,7 mm de comprimento. Aparentemente é mais diversa na Ásia e Oceania, mas o pequeno número de espécies descritas para o Brasil pode estar relacionado ao hábito críptico das espécies. A aparência lembra pequenos velídeos. Podem ser encontrados associados à vegetação da margem de pequenos cursos d'água e rios, vivendo muitas vezes no interstício formado pelo emaranhado de plantas da margem. Possuem camada de macro e microcerdas cobrindo o corpo, exceto o abdômen e apêndices. Antena curta, escapo maior ou subigual ao pedicelo, distiflagelo dividido ou não por uma constrição membranosa média, que dá a impressão da existência de cinco artículos antenais. Cabeça com uma impressão profunda na frente de cada ocelo. Búcula desenvolvida escondendo os dois primeiros artículos do rostro em vista lateral. Adultos com tarsos dímeros. Pré-tarso inserido apicalmente. Asa posterior com uma ou duas células basais e sem veias na parte distal. Segundo a classificação de Andersen (1981, 1982), cerca de 160 espécies são incluídas em sete gêneros e duas subfamílias (Hebrinae e Hyrcaninae). No Brasil, ocorre Hebrinae, com *Lipogomphus* Berg (uma espécie), *Merragata* Buchanan-White (duas) e *Hebrus* Curtis (seis). Lista de espécies do novo mundo pode ser encontrada em Drake e Chapman (1958). Chaves de identificação para gêneros e espécies de *Merragata* Buchanan-White de Minas Gerais foi publicada por Nieser & Melo (1997).

62. Hydrometridae. A maioria com corpo e apêndices muito longos. Quase todos com o olho inserido longe da base da cabeça. Variam de 2,7 a 22 mm de comprimento. São encontrados na vegetação ou rochas da margem de córregos e rios, podendo ser também semiterrestres. Cabeça alongada antes e depois do olho composto. Par posterior de tricobótrias cefálicas inseridas em tubérculos, exceto em *Hydrometra* Latreille. Ocelos presentes ou ausentes. Distiflagelo com uma invaginação apical, geralmente cercada por cerdas modificadas. Tarsos trímeros. Pré-tarso normalmente inserido no ápice da tíbia, exceto em *Limnobatodes* Hussey, onde é ventral. Está dividida em três subfamílias, Heterocleptinae, Hydrometrinae e Limnobatodinae, com sete gêneros e mais de 110 espécies (Andersen 1977). Esse autor apresentou chaves para as subfamílias e gêneros, bem como uma lista das espécies. No Brasil, Heterocleptinae está representada por *Veliometra* Andersen (uma espécie), Hydrometrinae por *Bacillometra* Esaki (quatro) e *Hydrometra* Latreille (mais de seis). Limnobatodinae inclui apenas *Limnobatodes paradoxus* Hussey. O trabalho de Nieser & Melo (1997) aborda os gêneros e espécies que ocorrem em Minas Gerais.

Chave para as subfamílias (adaptada de Andersen 1977)

1. Escapo subigual ou mais curto que o pedicelo, normalmente atingindo ou ultrapassando um pouco o ápice da cabeça. Metasterno sem orifícios das glândulas metatorácicas. Espécimes com 6 mm ou mais de comprimento .... **Hydrometrinae**

— Escapo muito mais longo que o pedicelo, projetando-se muito além da margem da cabeça. Metasterno com orifícios das glândulas metatorácicas. Espécimes variando entre 3 e 5 mm de comprimento 2

2(1). Ocelos presentes. Par posterior de tricobótrias cefálicas inseridas em protuberâncias arredondadas. Cabeça e pronoto recobertos por cerdas simples. Articulação entre o escapo e o pedicelo subapical ..... **Heterocleptinae**

— Ocelos ausentes. Par posterior de tricobótrias cefálicas inseridas em pequenos tubérculos. Cabeça e pronoto recobertos por cerdas escuras e robustas. Articulação entre o escapo e o pedicelo apical ..... **Limnobatodinae**

63. Mesoveliidae. É considerada a família irmã de todos os demais Gerromorpha. Variam muito na forma e desenvolvimento das asas. Vive associada à vegetação da margem, vegetação flutuante ou em áreas abertas sobre a água. Ocelos ausentes ou presentes. Base do rostro não encoberta pelas búculas. Pronoto truncado posteriormente. Escutelo desenvolvido. Venação da asa posterior reduzida. Tarsos trímeros. Filogenia e uma classificação foram apresentadas por Andersen & Polhemus (1980), que a dividiram em duas subfamílias, Madeoveliinae e Mesoveliinae, com 11 gêneros e cerca de 40 espécies. Madeoveliinae está representada no Brasil por *Mesoveloidea* Hungerford (duas espécies), Mesoveliinae por *Cryptovelia* Andersen & Polhemus (uma), encontrada na bacia amazônica, e *Mesovelia* Mulsant & Rey (pelo menos três espécies), com distribuição ampla, inclusive em áreas litorâneas. A fauna brasileira é pouco conhecida.

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995)

1. Macrópteros 2

— Ápteros ..... **Mesoveliinae** (parte)

2(1). Ocelos ausentes. Garras inseridas subapicalmente nos tarsos. Membrana do hemiélitro com duas células basais e uma apical ..... **Madeoveliinae**

— Ocelos presentes. Garras inseridas apicalmente nos tarsos. Membrana do hemiélitro com duas ou três células basais .... **Mesoveliinae** (parte)

64. Veliidae (Fig. 28.69). Possui, junto com Gerridae, alto grau de adaptação à vida sobre a superfície da água. Corpo atarracado, variando de 1-10 mm de comprimento. Ocupam grande quantidade de hábitats aquáticos, incluindo a superfície do mar e água acumulada em bromélias e ocos de árvores em

florestas tropicais. Podem ser encontrados em águas abertas vagarosas ou rápidas, formando grandes grupos de indivíduos. Cabeça curta e larga, com um sulco mediano raso com um par de pontuações profundas junto ao ângulo póstero-mediano do olho. Olho composto grande, ocelos ausentes. Encaixe da antena sob o olho não visível dorsalmente. Rostro atingindo o mesosterno; terceiro artículo mais longo. Pronoto desenvolvido, cobrindo o meso e metanoto e parte do tergito abdominal I. Formas ápteras com vários graus de redução do pronoto. Coxas do meso e metatórax muito separadas. Mesosterno sulcado, mas não caracterizando um encaixe para o rostro. Metapleura com tufo distinto de cerdas longas. Tarsos mono-, di ou trímeros, o último fendido, onde se encaixa o pré-tarso. Tergitos abdominais I-III com um par de cristas longitudinais médias. Sem glândulas odoríferas dorsais. Está dividida em seis subfamílias — Ocelloveliinae, Rhagoveliinae, Perittopinae, Veliinae, Microveliinae e Haloveliinae — , abrigando 38 gêneros e cerca de 600 espécies. O trabalho mais abrangente é o de Andersen (1982). Chave para as subfamílias está em China & Usinger (1949). Os velídeos são facilmente encontrados e coletados, sendo um grupo bem estudado em nível mundial, mas tal conhecimento não se estende à fauna brasileira.

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995)

1. Tarso médio profundamente fendido, onde se insere um leque de cerdas ..... **Rhagoveliinae**

— Tarso médio não tão fendido, sem leque de cerdas **2**

2(1). Fórmula tarsal 3-3-3 ..... **Veliinae**

— Fórmula tarsal 1-2-2 ..... **Microveliinae**

NEPOMORPHA

Antena curta, total ou parcialmente escondida sob o olho composto, como uma adaptação à vida aquática. Embora os indivíduos da maioria das famílias vivam submersos, os membros de Gelastocoridae e Ochteridae adaptaram-se para viver nas margens dos cursos d'água, sem o corpo fusiforme, nem pernas modificadas em remo como nas demais famílias. O comprimento dos nepomorfos varia de 1 mm, em Pleidae e Helotrephidae, até cerca de 130 mm, em alguns Belostomatidae. São predadores, exceto por algumas espécies de Corixidae, que se alimentam de algas e matéria vegetal em decomposição.

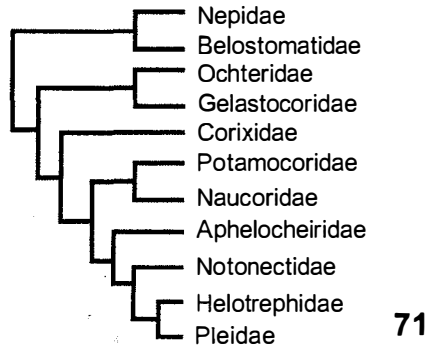


Figura 28.71. Cladograma das relações entre as famílias de Nepomorpha. Fonte: Schuh & Slater (1995).

Olho composto muito grande, ocupando quase totalmente a lateral da cabeça em vistas dorsal e lateral. Ocelos ausentes. Tricobótrias cefálicas ausentes. Rostro curto e robusto (exceto em Ochteridae), com três artículos aparentes (exceto Corixidae), com primeiro artículo muito reduzido. Antena no máximo atingindo a margem da cabeça, robusta, com protuberância ou artículos fundidos, situada póstero-ventralmente, escondida em sulco ou cavidade. Perna anterior raptorial com a tíbia justaposta ao fêmur. Perna média e posterior geralmente achatadas e com fileiras de cerdas nas margens. Pré-tarsos, particularmente da perna anterior, às vezes com uma garra reduzida ou ausente. Asa anterior com freno junto ao escutelo e comissura claval, formando um hemiélitro com clavo distinto, cório e membrana posterior. Órgãos escolopóforos normalmente presentes no meso e metatórax, bem como no tergo abdominal I. Espiráculos do segmento abdominal I dorsais, segmentos II-VIII com espiráculos ventrais. Possuem grande variação nos mecanismos de respiração sob a água. Štys & Jansson (1988), seguidos por Schuh & Slater (1995), reconheceram 11 famílias (Fig. 28.71). O trabalho mais recente para fauna brasileira é o de Pereira *et al.* (2007), com chaves de identificação para famílias e gêneros de Gerromorpha e Nepomorpha que ocorrem na Amazônia Central.

65. Belostomatidae (Fig. 28.73). São conhecidos popularmente como baratas-d'água. São grandes, variando de 10 a 130 mm de comprimento; exemplares de *Lethocerus* Mayr são os maiores percevejos. A forma do corpo varia de oval a alongada e achatada dorso-ventralmente. Coloração discreta e opaca, variando do verde ao castanho. Perna anterior raptorial, e a média e posterior achatadas, em forma de remo, adaptadas para natação. São encontradas em praticamente todos os ambientes de águas paradas ou lentas. São bons nadadores, mas predam de tocaia, aguardando parados a passagem da presa. São vorazes, podendo predar peixes e anfíbios maiores que eles mesmos. Estão divididos em três subfamílias, Belostomatinae, Horvathiniinae e Lethocerinae, com nove gêneros e cerca de 145 espécies (Lauck & Menke 1961). Belostomatinae está representada no Brasil por *Belostoma* Latreille (cerca de 40 espécies), Horvathiniinae por *Horvathinia* Montandon (três espécies) e Lethocerinae por *Lethocerus* Mayr (oito). Trabalhos mais recentes que ajudam na identificação dos belostomatídeos brasileiros são Nieser (1975), Nieser & Melo (1997) e Souza (1980). Entre os trabalhos mais recentes no Brasil, estão os de Ribeiro (2007) e Ribeiro & Alecrim (2008).

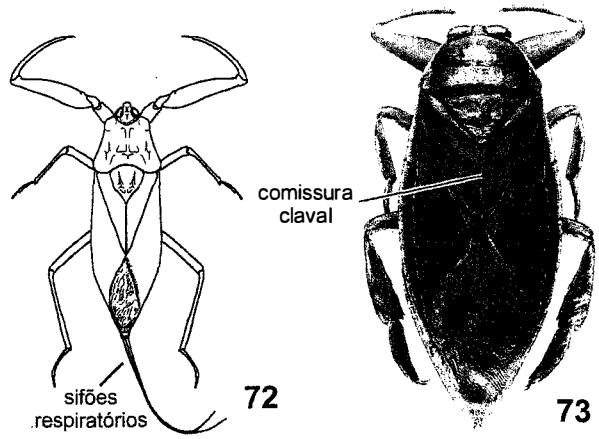
Chave para as subfamílias (adaptado de Froeschner 1981)

1. Segmento abdominal VII (o quinto visível) com duas suturas longitudinais em cada lado, entre a linha média e os espiráculos **2**

— Segmento abdominal VII (o quinto visível) com um sulco longitudinal em cada lado, entre a linha média e os espiráculos ..... **Belostomatinae**

2(1). Tarso anterior dímero. Garras tarsais tão ou mais longas quanto o diâmetro do artículo tarsal ..... **Lethocerinae**

— Tarso anterior aparentemente monômero. Garras tarsais vestigiais, mais curtas que o diâmetro do artículo tarsal .... **Horvathiininae**



Figuras 28.72-73. Hábitos, vd. **72**, Nepidae; **73**, Belostomatidae.

66. Corixidae. Possui a maior diversidade entre os heterópteros aquáticos e distribuição mais ampla. A aparência lembra os notonectídeos, embora nadem com o dorso virado para cima. Variam de 2,5 a 15 mm de comprimento. São encontrados preferencialmente em águas paradas, mas ocupam uma ampla gama de ambientes, incluindo águas salinas. Vivem associados ao substrato, onde predam ativamente outros invertebrados, sendo inclusive reconhecidos em alguns lugares como bons controladores de larvas de mosquitos. Algumas espécies alimentam-se de algas e matéria orgânica de origem vegetal em decomposição. Dorso achatado. Cabeça larga e hipognata. Ocelos ausentes. Antena com três ou quatro artículos, escondida entre os olhos e o protórax. Rostro alargado na base, achatado distalmente, não segmentado, sem mobilidade devido à fusão com a cabeça, normalmente com sulcos transversais e um canal longitudinal. Escutelo exposto ou escondido pelo pronoto. Hemiélitro com textura homogênea, área membranosa sem veias. Perna anterior relativamente curta. Tarsos monômeros, escavados na face interna e franjados com cerdas longas, em alguns casos fundidos às tíbias. Perna média longa e delicada, tarso mono ou dímero, com um par de garras. Perna posterior achatada, em forma de remo, franjada com cerdas longas; tarso dímero. Está dividida em seis subfamílias — Corixinae, Cymatiainae, Diaprepocorinae, Heterocorixinae, Micronectinae e Stenocorixinae — e compreendem 34 gêneros e 556 espécies. Corixinae é a maior, representada no Brasil por *Centrocorisa* Lundblad (uma espécie), *Trichocorixa* Kirkaldy (duas) e *Sigara* Fabricius (pelo menos 12). Heterocorixinae, por *Heterocorixa* Buchanan-White (pelo menos nove). Micronectinae está representada na região Neotropical por *Tenagobia* Bergroth (pelo menos nove). Para a fauna brasileira, os trabalhos mais recentes são Nieser (1970a, 1975) e Nieser & Melo (1997).

Chave para as subfamílias (adaptado de Hungerford 1948)

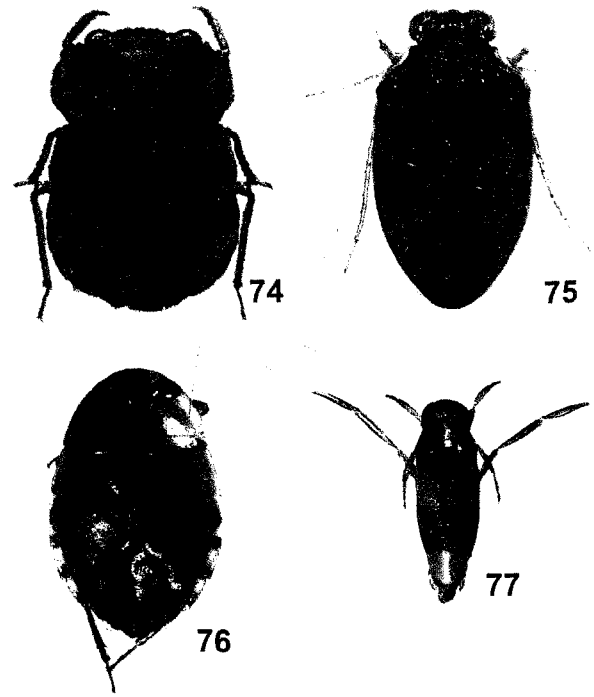
1. Escutelo exposto, coberto pelo pronoto na margem anterior . ..... **Micronectinae**

— Escutelo coberto pelo pronoto, raramente com o ápice visível **2**

2(1). Porção infraocular da gena muito larga. Margem póstero-ventral do olho claramente côncava em vista lateral. Sulco hipocular surgindo próximo da projeção aguda do ângulo inferior do olho. Veia M indistinta, colocada lateralmente e encostada na veia Cu ..... **Heterocorixinae**

— Porção infraocular da gena estreita. Margem póstero-ventral do olho reta ou levemente côncava em vista lateral. Sulco hipocular, quando presente, surgindo aproximadamente do meio da margem inferior do olho. Ângulo inferior do olho, arredondado. Veia M distinta, percorrendo a metade da distância entre a margem costal e Cu, ápice normalmente fusionado à veia Cu ..... **Corixinae**

67. Gelastocoridae (Fig. 28.74). São conhecidos popularmente como percevejo-sapo, pela aparência e a capacidade de pular. Variam de 7 a 15 mm de comprimento. São encontrados em locais com vegetação esparsa, arenosos ou pedregosos, margem ou próximos a cursos d'água, principalmente espécies de *Gelastocoris* Kirkaldy. Algumas espécies de *Nerthra* Say são encontradas em locais sombreados com vegetação densa ou dentro da floresta, longe da água. Superfície do corpo áspera e rugosa. Olho grande com uma emarginação média, aparentando ser reniforme; geralmente pedunculado ou subpedunculado. Ocelos presentes nos adultos. Labro largo e achatado. Antena com quatro artículos e sem projeções. Membrana do hemiélitro reduzida ou desenvolvida, com várias veias. Fêmur anterior extremamente robusto, superfície interna sulcada, abrigando tíbia e tarso. Tarso anterior monômero ou fundido com a tíbia. Tarso mediano e posterior respectivamente com dois e três tarsômeros. Garras do tarso anterior desigualmente desenvolvidas; Está dividida em duas subfamílias: Gelastocorinae e Nerthrinae. Schuh & Slater (1995), por sua vez, reconheceram dois gêneros, *Gelastocoris* Kirkaldy, do Novo Mundo, com cerca de 15 espécies, e *Nerthra* Say, cosmopolita, contendo aproximadamente 85 espécies. No



Figuras 28.74-77. Hábitos, vd. **74**, Gelastocoridae; **75**, Ochteridae; **76**, Naucoridae; **77**, Notonectidae.

Brasil, ocorrem *Gelastocoris* (com cinco espécies) e *Nerthra* (11 espécies).

68. Helotrephidae. São globosos a algo achatados, parecidos com pleídeos. O comprimento varia de 1a 4 mm. Vivem em vários tipos de ambientes, de águas estagnadas a rios com águas rápidas, onde se agarram no substrato. Nadam com o ventre para cima ou para baixo e usam as pernas cursoriais para remar. Predam pequenos invertebrados. Cabeça e protórax fundidos, formando um cefalonoto. Olho composto relativamente pequeno. Antena com um ou dois artículos, sendo o último piloso. Está dividida em quatro subfamílias— Helotrephinae, Idiocorinae, Neotrephinae e Trephotomasinae — com 16 gêneros e 44 espécies. Apenas Neotrephinae está registrada para o Brasil, com *Neotrephes* China (três espécies) e *Paratrephes* China (uma). Referência para identificar as espécies que ocorrem no Brasil Nieser & Melo (1997).

69. Naucoridae (Fig. 28.76). São ovoides a levemente alongados, achatados, variando de 5 a 20 mm de comprimento. A maioria lembra pequenas baratas-d'água na forma e coloração. São os percevejos mais adaptados a águas correntes rápidas, embora existam muitas espécies que habitam águas paradas. Estão sempre associados a algum tipo de substrato (pedras, troncos ou vegetação), onde esperam a passagem da presa. Cabeça curta e atarracada. Olho geralmente recobrindo o ângulo ântero-lateral do pronoto. Antena com quatro artículos, curta, escondida sob a cabeça. Hemiélitro com parte membranosa sem veias. Fêmur anterior muito desenvolvido. Perna posterior normalmente modificada para natação. Tarso anterior fusionado com a tíbia, mono ou dímero, com uma ou duas garras, ou sem garras. Tarso médio e posterior dímeros, basal muito pequeno ou ausente. Está dividida em cinco subfamílias: Cheirochelinae, Cryphocricinae, Laccocorinae, Limnocorinae e Naucorinae. Contém 40 gêneros e aproximadamente 395 espécies (Štys & Jansson 1988). Cryphocricinae está representada no Brasil por *Cryphocricos* Signoret (cinco espécies), *Ambrysus* Stål (dez) e *Carvalhoiella* De Carlo (uma). Limnocorinae, por *Limnocoris* Stål (trinta). Naucorinae possui *Ctenipocoris* Montandon (uma), *Placomerus* La Rivers (uma), *Pelocoris* Stål (dez), *Heleocoris* Stål (cinco) e *Meloiella* De Carlo (uma). Os trabalhos de La Rivers (1974, 1976) são as referências básicas. Para a fauna que ocorre no Brasil, existem os trabalhos de De Carlo (1951), Nieser (1975) e Nieser & Melo (1997).

Chave para as subfamílias (adaptado de Schuh & Slater 1995)

1. Margem lateral do pronoto crenulada. Superfície dorsal áspera e granulosa. Cabeça estreita, parte anterior ao olho mais longa que larga. Cabeça inserida profundamente na margem anterior do pronoto. Olho subglobular ..... **Cryphocricinae** (parte)

— Margem lateral do pronoto lisa. Superfície dorsal lisa ou pontuada. Cabeça larga, encaixada no pronoto, região interocular mais larga que longa, praticamente não se projetando além do olho. Olho não subglobular, normalmente não se projetando além da margem da cabeça **2**

2(1). Lobos do proepímero muito expandidos, encostando um no outro e cobrindo a parte posterior do prosterno. Cabeça profundamente inserida na margem anterior do pronoto. Margem anterior do pronoto côncava, com três sinus ..... **Cryphocricinae** (parte)

— Lobos do proepímero não tocando um ao outro, parte posterior do prosterno exposta. Cabeça não inserida no pronoto. Margem anterior do pronoto reta ou levemente côncava..... **3**

3(2). Perna anterior da fêmea com duas garras, geralmente muito pequenas e próximas. Machos geralmente com uma área adesiva com cerdas na superfície ventral da tíbia média; fêmeas com tal estrutura pouco desenvolvida. Fêmur médio e posterior com duas fileiras de cerdas na superfície ventral e outras duas na superfície dorsal ..... **Laccocorinae**

— Perna anterior com ou sem uma garra muito pequena. Tíbia média sem área adesiva ventral. Fêmur médio e posterior sem fileiras de cerdas ventrais ou dorsais, ou com algumas cerdas esparsas dorsais **4**

4(3). Meso e metasterno com grande carena média longitudinal, expandida lateralmente e com fóveas ou escavações. Margem interna do olho, em vista dorsal, distintamente divergente. Gula curta. Margem lateral do abdômen com uma serrulação delicada. Corpo ovalado ou subcircular e achatado dorso-ventralmente ..... **Limnocorinae**

— Meso e metasterno com carena longitudinal média inconspícua ou ausente. Margem interna do olho, em vista dorsal, distintamente convergente. Gula longa. Margem lateral do abdômen lisa. Corpo alongado e robusto; dorso moderadamente convexo ..... **Naucorinae**

70. Nepidae (Fig. 28.72). São conhecidos popularmente por escorpiões-d'água. O corpo é afilado ou ovoide-alongado e cilíndrico, variando de 15 a 60 mm em comprimento. Coloração variando de marrom a cinza-escuro. O sifão respiratório é filiforme e pode ser tão ou mais longo que o corpo. São encontrados em ambientes de águas paradas e vegetação densa, onde esperam a passagem da presa de cabeça para baixo. Olho composto relativamente pequeno. Antena normalmente com três artículos, o segundo e às vezes o terceiro com projeções. Membrana do hemiélitro com várias células. Pernas alongadas, a anterior raptorial. Tarsos monômeros. Está dividida em duas subfamílias, Nepinae e Ranatrinae, contendo 14 gêneros e 231 espécies. Nepinae está representada no Brasil por *Curicta* Stål (dez espécies) e *Telmatotrephes* Stål (duas). Ranatrinae, por *Ranatra* Fabricius (cerca de 30 espécies). Trabalhos mais recentes para identificar a fauna encontrada no Brasil são De Carlo (1951, 1973), Nieser (1975), Keffer (1996) e Nieser & Melo (1997).

Chave para as subfamílias (adaptado de Schuh & Slater 1995)

1. Parasternitos achatados e não recobertos pelos laterotergitos ventrais. Laterotergitos ventrais não divididos longitudinalmente. Placa subgenital da fêmea (opérculo) larga e curta, não ultrapassando o ápice do abdômen; se triangular, não carenado. Corpo achatado. Mesocoxas separadas por uma distância maior que a largura da coxa média ..... **Nepinae**

— Parasternitos côncavos, escondidos pelos laterotergitos ventrais. Laterotergitos ventrais divididos longitudinalmente.

Placa subgenital da fêmea achatada lateralmente e carenada, ou se estendendo muito além do final do abdômen. Corpo subcilíndrico. Mesocoxas separadas por uma distância menor que a largura da coxa média ..... **Ranatrinae**

71. Notonectidae (Fig. 28.77). São conhecidos por nadar com o dorso para baixo. São fusiformes, variando entre 5 a 15 mm de comprimento. A coloração é variada, sempre discreta. Perna posterior em forma de remo, adaptada para nadar. São encontrados principalmente em águas paradas, remansos ou águas lentas. Vivem na coluna d'água, desde o fundo até junto à superfície, onde capturam suas presas ativamente. Dorso muito convexo. Ventre côncavo, com uma quilha abdominal média. Olho composto grande. Antena com três ou quatro artículos parcialmente escondida entre a cabeça e o protórax. Rostro curto, com quatro artículos. Membrana do hemiélitro sem veias. Perna anterior e média adaptadas para agarrar. Tarsos dímeros, o basal reduzido ou ausente. Perna posterior modificada para natação, tíbia e tarso franjados com cerdas longas; tarso dímero e duas pequenas garras terminais. Algumas espécies possuem hemoglobina concentrada nos segmentos abdominais III-VII, que aparentemente serve para manter a flutuação dos indivíduos. Está dividida em duas subfamílias, Anisopinae e Notonectinae, contendo 11 gêneros e mais de 340 espécies. Anisopinae possui uma estrutura estridulatória típica na tíbia, com um gênero registrado para o Brasil, *Buenoa* Kirkaldy (mais de 25 espécies). Notonectinae está representado por *Martarega* White (cerca de oito), *Enithrares* Spinola (duas) e *Notonecta* L. (pelo menos seis). *Martarega* e *Buenoa* foram revisados por Truxal (1949, 1953). Outros trabalhos que auxiliam na identificação da fauna brasileira são Nieser (1968, 1970b, 1975) e Nieser & Melo (1997).

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995)

1. Comissura claval simples e sem um poro sensorial. Antena com três ou quatro artículos. Parâmeros dos machos simétricos ou assimétricos ..... **Notonectinae**

— Comissura claval com um poro sensorial bem delimitado, basal, grande e marginado por cerdas. Antena com dois ou três artículos. Parâmeros dos machos assimétricos .... **Anisopinae**

72. Ochteridae (Fig. 28.75). Variam entre 4 a 9 mm de comprimento, são escuros e muito parecidos com saldídeos. Vivem em praias e áreas abertas nas margens de rios e lagos. Nas áreas tropicais do mundo, substituem amplamente os membros de Saldidae. Olhos muito grandes. Ocelos presentes. Antena com quatro artículos, filiforme e visível dorsalmente. Clípeo rugoso transversalmente. Rostro longo e delicado, atingindo as metacoxas; terceiro artículo distintamente mais longo que os demais. Membrana do hemiélitro com várias células fechadas, mas sem anastomose das veias, vista em outras famílias de Nepomorpha. Pernas longas e delgadas, sem modificações na perna anterior. Fórmula tarsal 2-2-3. Schuh & Slater (1995) reconheceram três gêneros e 55 espécies de Ochteridae, sem colocá-los em subfamílias. Apenas *Ochterus* Latreille tem registro para o Brasil (uma espécie). Os trabalhos mais recentes para identificar a fauna brasileira são a revisão de Nieser (1975), além de Froeschner (1981) e Nieser & Melo (1997).

73. Pleidae. Formam um pequeno grupo de espécies que lembra os notonectídeos na forma geral e hábitos, embora sem as pernas posteriores modificadas em remos e com o corpo mais convexo. A coloração é discreta, amarelada ou esverdeada, fazendo com que se confundam com a vegetação. São encontrados em águas paradas e com vegetação densa. Vivem entre a vegetação, nadando de costas, como os notonectídeos, ou andando na vegetação, onde predam ativamente larvas de insetos e outros invertebrados. Corpo ovalado, superfície dorsal arqueada e densamente pontuada. Cabeça muito larga e curta. Rostro com quatro artículos. Antena com três artículos. Escutelo grande. Hemiélitro coriáceo e justaposto. Asa posterior às vezes reduzida. Pernas cursoriais. Tarsos anterior e médio di ou trímeros, posterior sempre trímero. Schuh & Slater (1995) apontaram a existência de três gêneros e 37 espécies na família, sem divisão em subfamílias. No Brasil, ocorrem *Neoplea* Esaki & China (quatro espécies) e *Paraplea* Esaki & China (uma). Os trabalhos de Nieser (1975) e Nieser & Melo (1997) são importantes para identificar a fauna encontrada no Brasil.

74. Potamocoridae. São parecidos com pequenos naucorídeos, variando de 2,5 a 3 mm de comprimento. Aparentemente todos os exemplares conhecidos foram coletados com armadilhas luminosas. Olhos não recobrem o ângulo ântero-lateral do pronoto. Antena longa, filiforme e visível em vista dorsal. Rostro curto atinge o prosterno. Hemiélitro com parte membranosa sem veias. Fêmur anterior pouco mais robusto que os médio e posterior. Tíbias e tarsos justapostos. Fêmures médio e posterior sem modificações para natação. Fórmula tarsal 1-2-2. Cada perna com duas garras tarsais. Hungerford (1941) descreveu *Potamocoris* e Usinger (1941) elevou o táxon a subfamília de Naucoridae. Cobben (1978) indicou a necessidade de elevar este táxon à família, posição seguida por Štys & Jansson (1988). Nada se sabe sobre a biologia ou hábitat das oito espécies incluídas em dois gêneros, com distribuição exclusiva na neotrópica. Schuh & Slater (1995) incluíram *Potamocoris* Hungerford e *Coleopterocoris* Hungerford (quatro espécies no Brasil).

LEPTOPODOMORPHA

Composta por insetos pequenos, ovoides e alongados. Vivem em uma ampla variedade de hábitats, que vão de lugares pantanosos próximos às margens de rios ou lagos até áreas intertidais. Cabeça normalmente curta e larga. Olho composto muito grande, ocupando praticamente toda a lateral da cabeça. Ocelos presentes. Antena com artículos de mesmo diâmetro, sendo o escapo curto em relação aos outros três. Cabeça com pelo menos três pares de tricobótrias dorsais. Parte coriácea do hemiélitro com pequena fratura mediana, que praticamente junta com a fratura costal; membrana normalmente com 3-5 células fechadas. Pernas curtas e delicadas. Fórmula tarsal 3-3-3. Parempódios reduzidos. Glândulas odoríferas com um ou dois ostíolos. Abdômen com espiráculos dorsais sobre o conexivo. Machos com uma estrutura de atracamento entre os

segmentos II e III do conexivo. Essa estrutura é usada para segurar a fêmea durante a cópula, que, ao contrário de outros heterópteros, é feita lado-a-lado. Tal posição é característica de Leptopodomorpha. A abrangência de Leptopodomorpha tem sido pouco questionada por autores recentes, mas as relações filogenéticas e composição das famílias são bastante discutidas. Schuh *et al.* (1987) apresentaram um catálogo e literatura. Schuh & Slater (1995) apresentaram uma chave para o táxon. Apenas Saldidae está representada no Brasil.

75. Saldidae. São conhecidos como percevejos da praia. São normalmente ovoides e variam de 2,3 a 7,4 mm de comprimento. Coloração normalmente escura. São rápidos e difíceis de coletar, pois se deslocam alternando saltos com voos curtos. São encontrados em áreas abertas e úmidas próximas à água, sendo várias espécies habitantes de áreas intertidais. Predam ativamente outros invertebrados, podendo inclusive cavar para capturá-los. Olho composto grande, reniforme, atingindo a margem do pronoto. Cabeça com três pares de tricobótrias. Rostro longo, achatado, praticamente atingindo o abdômen, primeiro artículo muito reduzido, terceiro mais longo que segundo e quarto somados. Fratura média atingindo a fratura costal, ambas alcançando a margem costal do hemiélitro. Região subcostal da asa posterior das fêmeas modificada para receber a estrutura de atracamento dos machos. Adultos com um órgão eversível lateral entre os segmentos VII-VIII. Estrutura de atracamento dos machos portando ganchos. Está dividida em duas subfamílias: Chiloxanthinae e Saldinae. Para o Brasil, está registrada Saldinae com *Micracanthia* Reuter (uma espécie), *Rupisalda* Polhemus (três) e *Saldula* Van Duzzee (sete). São referências para fauna brasileira os trabalhos de Schuh *et al.* (1987) e Schuh & Slater (1995).

CIMICOMORPHA

Inclui, além de outras, as duas maiores famílias de Heteroptera, Miridae e Reduviidae. É originalmente composto por espécies predadoras, mas em três famílias a fitofagia predomina (Miridae, Thaumastocoridae e Tingidae). A diversidade de hábitos e hábitats é grande, vivendo em praticamente todos os ecossistemas terrestres do planeta, exceto as áreas extremamente frias. Cabeça geralmente prognata, normalmente com tricobótrias, com o rostro inserido ântero-ventralmente. Clípeo posicionado quase verticalmente. Antena flageliforme. Rostro com três ou quatro artículos. Asa anterior formando hemiélitro típico. Cório com uma fratura costal e outra mediana. Membrana do hemiélitro com uma, duas ou três células fechadas, ou com veias partindo das células, ou com algumas veias livres, ou sem veias. Tarsos trímeros, em algumas espécies dímeros. Pré-tarsos sem arólios, garras simples. Área evaporatória das glândulas metatorácicas com ornamentação em forma de cogumelos. Espiráculos do segmento abdominal I algumas vezes presentes; espiráculos restantes ventrais, localizados em laterotergitos (conexivo ventral) ou na placa esternal, estando presentes ou não os laterotergitos. Espermateca rudimentar, não funcionando como um órgão de estoque de espermatozoides, ou ausente. Em Anthocoridae, Cimicidae e Polyctenidae, os machos possuem o parâmero esquerdo modificado em um órgão de penetração da fêmea durante a cópula, caracterizando a inseminação traumática (ocorre através de perfuração da parede abdominal). Em Carayon (1972), estão sumarizadas as modificações morfológicas associadas à inseminação traumática. Ovos geralmente com micrópilas distintas dos aerópilos e ambos arranjados em um anel ao redor do opérculo. Schuh & Štys (1991) apresentam uma classificação para Cimicomorpha com base em uma análise cladística (Fig. 28.78) e Schuh *et al.* (2009), com base em morfologia e sequência de DNA, confirmam em parte os resultados anteriores.

76. Anthocoridae. São ovalados ou alongados, escuros, variando de 1,4 a 4,5 mm de comprimento. Vivem sobre flores, onde predam outros insetos, mas algumas espécies complementam sua dieta sugando pólen ou outras partes das plantas hospedeiras. São muito utilizados em estudos de biologia, em testes de fatores abióticos, desenvolvimento de ovos e ninfas, testes com inseticidas, entre outros. Algumas espécies são usadas no controle biológico de pragas agrícolas. Rostro reto, de comprimento variável, primeiro artículo rudimentar e o terceiro muito longo. Basi e distiflagelo geralmente fusiformes. Pré-pedicelo curto. Hemiélitro com fratura costal distinta no cório. Membrana com protuberância corial e geralmente quatro veias livres. Fóssula esponjosa geralmente presente na tíbia anterior, mas pode ser reduzida ou ausente. Conexivo presente. Genitália feminina interna sem espermateca, muito modificada para fecundação através de inseminação traumática, que ocorre através de perfuração da parede abdominal ou via tubo copulatório. Está dividida em sete tribos, sem considerar o nível de subfamília: Almeidiini, Anthocorini, Blaptostethini, Dufouriellini, Oriini, Scolopini e Xylocorini (Schuh & Štys 1991). No Brasil, ocorrem Anthocorini, com *Coccivora* McAtee e Maloch, *Tetraphleps* Fieber e *Zopherocoris* Reuter; Dufouriellini, com *Cardiostethus* Fieber; Oriini, com *Orius* Wolff, *Macrotracheliella* Champion e *Paratriphleps* Champion; Scolopini, com *Scollopela* Carayon (uma espécie), *Scolopocoris* Carayon (uma) e *Scoloposcelis*

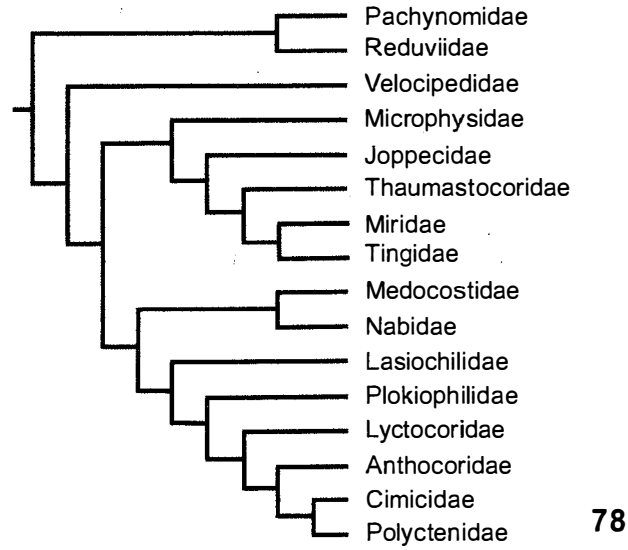


Figura 28.78. Cladograma das relações entre as famílias de Cimicomorpha. Fonte: Schuh & Štys (1991).

Fieber, sendo ainda provável que ocorram *Eulasiocolpus* Champion, *Nidicola* Harris & Drake e *Opisthypselus* Reuter; Xylocorini, com *Xylocoris* Dufour. O número de espécies descritas para o Brasil é de aproximadamente 100 (Pavel Štys, informação pessoal). Não existem revisões direcionadas para a fauna Neotropical. As referências que podem ser usadas são Carayon (1972) e Schuh & Slater (1995). A fauna brasileira é pouco conhecida. Silveira *et al.* (2003) registraram e caracterizaram *Orius insidiosus* (Say, 1832) e *O. thyestes* Herring, 1966 com base em exemplares coletados em Minas Gerais e São Paulo.

77. Cimicidae. São conhecidos popularmente como percevejos-de-cama. São ovoides, extremamente achatados, com asas reduzidas. Variam de 4 a 12 mm de comprimento. São hematófagos e ectoparasitos temporários, alimentando-se basicamente de aves. Algumas espécies estão relacionadas com aves de uma mesma família. Poucas espécies se alimentam em mamíferos. *Cimex lectularius* L. é conhecida por viver em residências humanas. Olhos compostos pequenos, com poucos omatídios, afastados da margem do pronoto. Ocelos ausentes. Anteclípeo dilatado e largo. Rostro com quatro artículos, atingindo a base da procoxa, primeiro artículo rudimentar, os demais subiguais em comprimento. Pronoto com a margem anterior côncava, onde se encaixa a cabeça. Hemiélitro pouco desenvolvido, em forma de almofada, que atinge no máximo o segmento abdominal II. Tíbia anterior com fóssula esponjosa. Inseminação traumática por perfuração da parede abdominal. Fecundação por impregnação hemocelômica. O trabalho básico sobre Cimicidae é a revisão de Usinger (1966), que a dividiu em seis subfamílias: Afrocimicinae, Cacodminae, Cimicinae, Haematosiphoninae, Latrocimicinae e Primicimicinae. Cimicinae está representada no Brasil por *Cimex* L. (duas espécies) e *Propicimex* Usinger (duas); Haematosiphoninae, por *Ornithocoris* Pinto (uma) e provavelmente *Caminicimex* Usinger (uma) e *Psitticimex* Usinger (uma); e Latrocimicinae, por *Latrocimex* (uma). Há um catálogo para as Américas, de Ryckman *et al.* (1981).

Chave para as subfamílias (adaptado de Schuh & Slater 1995).

1. Cerdas laterais do pronoto serradas, com ápice obliquamente truncado. Metasterno geralmente formado por uma placa achatada entre as coxas ..... **Cimicinae**

— Cerdas das laterais do pronoto não serradas, com ápice fendido ou agudo. Metasterno formando um lobo levemente arredondado entre as coxas **2**

2(1). Hemiélitros (em forma de almofadas) com as laterais dobradas para baixo. Fêmeas com sinos paragenitais próximos à base do abdômen ..... **Latrocimicinae**

— Hemiélitros (em forma de almofadas) não dobrados. Fêmeas com os sinos paragenitais próximos às margens laterais dos segmentos abdominais VI ou VII ..... **Haematosiphoninae**

78. Lasiochilidae. São percevejos pequenos, predadores, que variam de 3 a 4 mm de comprimento. A aparência geral lembra antocorídeos. Vivem no solo, sob cascas de árvores ou na vegetação, e sua biologia é pouco conhecida. Olhos compostos grandes. Ocelos presentes. Rostro longo e delicado, primeiro artículo muito curto e o terceiro mais longo que segundo e o quarto juntos. Hemiélitro com uma fratura costal distinta no cório. Membrana com uma protuberância corial distinta e quatro ou cinco veias livres. Fóssula esponjosa presente na tíbia anterior. Não ocorre inseminação traumática. O único trabalho que trata dessa família é o de Carayon (1972), que os considerou uma subfamília de Anthocoridae, até que foram elevados ao status de família (Schuh & Štys 1991). Schuh & Slater (1995) não mencionam subfamílias e incluem *Lasiochilus* Reuter (pantropical) e *Dolichiella* Reuter, *Eusolenophora* Poppius, *Lasiocolpus* Reuter, *Plochiocoris* Reuter e *Whiteiella* Poppius (neotropicais). Cinco espécies ocorrem no Brasil (Pavel Štys, informação pessoal). Embora a diversidade da família seja maior na região Neotropical, não existem revisões sobre essa fauna.

79. Miridae. (Fig. 28.88). É a família mais diversa de percevejos, com grande variedade de formas e cores, sempre relacionadas com o ambiente onde vivem. Existe certa especificidade entre algumas espécies e suas plantas hospedeiras ou presas. Variam de 2 a 15 mm de comprimento. É o grupo de Heteroptera mais estudado atualmente. Espécies fitófagas têm a eclosão dos ovos coincidindo com o maior período de desenvolvimento das plantas hospedeiras. Espécies predadoras têm seu ciclo de vida sincronizado com o de suas presas. Algumas espécies possuem três ínstares ninfais, em vez dos cinco usuais. O ciclo de vida de um grande número de espécies conhecidas não dura mais que seis semanas. Ocelos ausentes, exceto em Isometopinae. Basi e distiflagelos pouco mais finos que o pedicelo. Rostro com quatro artículos, normalmente longo e achatado. Asas normalmente inclinadas após a fratura cuneal. Hemiélitro (Fig. 28.88c) com fratura costal e cúneo bem distintos. Membrana com uma ou duas células fechadas. Trocânteres com dois artículos. Schuh (1995), em seu catálogo, reconheceu cerca de mil e duzentos gêneros e dez mil espécies no mundo. No Brasil, são encontrados Isometopinae (quatro gêneros e oito espécies), Cylapinae (21 e 44), Orthotylinae (52 e 169), Phylinae (22 e 55), Bryocorinae (39 e 162), Deraeocorinae (31 e 69) e Mirinae (78 e 336). Há uma chave para as subfamílias e tribos em Carvalho & Costa (1997).

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995).

1. Tarsos dímeros. Menor que 2,5 mm de comprimento. Ocelos presentes ou ausentes. Garras com um dente subapical. Membrana do hemiélitro normalmente com uma célula fechada **2**

— Tarsos trímeros. Comprimento variável, mas sempre maior que 2,5 mm. Ocelos ausentes. Garras sem dente subapical. Membrana do hemiélitro com duas células, raramente com uma célula **4**

2(1). Ocelos presentes. Membrana do hemiélitro com uma célula. Cabeça frequentemente curta e alongada dorso-ventralmente ..... **Isometopinae**

— Ocelos ausentes. Membrana do hemiélitro com uma ou duas células. Cabeça não tão curta ou, se curta, não muito alongada dorso-ventralmente **3**

3(2). Membrana com uma célula. Cabeça quase circular em vista frontal e curta ..... [**Psallopinae**]
— Membrana com duas células. Cabeça tão alongada quanto alta ..... **Cylapinae** (parte)

4(1). Parempódios (ou outra estrutura que surja entre as garras) levemente carnosas, achatadas e convergentes ou divergentes apicalmente **5**
— Parempódios em forma de cerdas, não achatados nem carnosos, e quase retos. Estruturas carnosas surgindo da base das garras algumas vezes presentes **9**

5(4). Parempódios sempre carnosos e divergentes. Colar do pronoto arredondado ou achatado. Pulvilo geralmente desenvolvido na superfície ventral da garra ..... **Mirinae** (parte)
— Parempódios (ou estruturas colocadas na mesma posição) na maioria das vezes convergentes, raramente quase retas. Colar do pronoto presente ou ausente. Pulvilo presente ou ausente ... **6**

6(5). Tarsos claviformes. Pseudopulvilo surgindo entre as garras, curvados e convergentes, não surgindo de um alvéolo. Colar pronotal arredondado ..... **Bryocorinae** (parte)
— Tarsos cilíndricos. Parempódios pouco a muito carnosos, surgindo de um alvéolo. Margem pronotal anterior normalmente fina e refletida dorsalmente, raramente na forma de um colar arredondado ou achatado **7**

7(6). Hemiélitro, geralmente o tórax e o abdômen com cerdas achatadas e prateadas, agrupadas em manchas ou faixas. Vésica tubular e rígida. Parâmero esquerdo em forma de barco ..... **Phylinae** (parte)
— Corpo sem cerdas prateadas e achatadas. Cerdas não arranjadas em faixas ou manchas. Vésica nunca na forma de um tubo rígido. Parâmero esquerdo com forma variável ... **8**

8(7). Parempódios levemente achatados e convergentes apicalmente, algumas vezes suavemente curvados. Pulvilos presentes na superfície ventral da garra. Vésica rígida. Faloteca fixada na parede posterior do pigóforo. Parâmero esquerdo em forma de barco. Colar ausente ..... **Phylinae** (parte)
— Parempódios achatados e largos, convergentes no ápice. Pulvilos ausentes. Vésica flexível. Faloteca fixada à falobase. Parâmero esquerdo não como acima. Colar presente .... **Orthotylinae** (parte)

9(4). Garras com pulvilos ou outra estrutura carnosa surgindo da base ou da superfície ventral ou entre as garras **10**
— Garras sem as estruturas mencionadas acima **14**

10(9). Pulvilos surgindo da base das garras **11**
— Pulvilos cobrindo a maior parte das superfícies internas das garras ou pseudopulvilos surgindo das bases das garras, mas livres delas em quase toda extensão **12**

11(10). Margem anterior do pronoto não formando um colar e refletida dorsalmente ou na forma de um colar achatado, mas nunca na forma de um colar arredondado. Vésica rígida. Faloteca fixada na parede posterior do pigóforo. Parâmero esquerdo em forma de barco. Pulvilos aderidos completamente às garras ou ocasionalmente somente nas suas bases ..... **Phylinae** (parte)
— Margem anterior do pronoto formando um colar arredondado. Vésica membranosa. Faloteca fixada à falobase. Parâmero esquerdo alongado e com lados mais ou menos paralelos. Pulvilos pequenos. Espécies mirmecófilas ... **Mirinae** (parte)

12(10). Pulvilos grandes e achatados, cobrindo quase toda superfície interna das garras. Pseudopulvilos ausentes. Tarsos claviformes ..... **Bryocorinae** (parte)
— Pulvilos ausentes. Pseudopulvilos carnosos e alongados, surgindo da base das garras. Tarsos claviformes ou não ... **13**

13(12). Pré-tarsos dilatados na extremidade distal. Indivíduos grandes, alongados ou robustos ..... **Bryocorinae** (parte)
— Pré-tarsos não dilatados na extremidade distal. Indivíduos pequenos, delicados e estreitos, com estruturas pré-tarsais muito pequenas ..... **Bryocorinae** (parte)

14(9). Garras com fissura junto à base, formando um dente ou projeção ..... **Deraeocorinae**
— Garras sem fissura junto à base, embora possam ter fissura mediana **15**

15(14). Garras normalmente com um dente subapical .... **Cylapinae** (parte)
— Garras com uma fissura mediana, formando um dente ventral ..... **Bryocorinae** (parte)

80. Nabidae. Geralmente são pequenos, menores que 10 mm de comprimento, usualmente com coloração pouco chamativa. Corpo alongado e robusto. São predadores ativos de outros artrópodes, embora muitas espécies com perna anterior pouco modificada para captura. *Arachnocoris* Scott vive associado a teias de aranhas, onde se alimenta dos insetos presos. Muitas espécies de prostematíneos alimentam-se preferencialmente de outros percevejos. Rostro flexível, curvado, atingindo o pró ou mesosterno e composto por quatro artículos. Antena com um pré-pedicelo variável em comprimento. Fóssula esponjosa presente nas tíbias anteriores e médias. Hemiélitro com fratura costal presente ou ausente. Membrana com duas ou três células, geralmente com veias partindo delas e uma protuberância corial. Está dividida em duas subfamílias, Nabinae e Prostemmatinae (Schuh & Štys 1991), com vinte gêneros e cerca de 500 espécies (Schuh & Slater 1995). Nabinae está representada no Brasil por *Arachnocoris* Scott (pelo menos cinco espécies), *Praecarthasis* Kerzhner (quatro), *Metatropiphorus* Reuter (uma) e *Lasiomerus* Reuter (duas). Prostemmatinae tem no Brasil os gêneros *Phorticus* Stål (pelo menos cinco espécies) e *Pagasa* Stål (pelo menos oito). As informações taxonômicas sobre esses gêneros são escassas. O número de espécies descritas que ocorrem no Brasil é de aproximadamente 40 (Pavel Štys, informação pessoal). Kerzhner (1981) *apud* Schuh & Slater (1995) fez uma reestruturação da família. A maior parte da literatura diz respeito basicamente à fauna do Velho Mundo. A fauna do Novo Mundo é tratada principalmente por Harris (1930, 1931, 1939) e Kerzhner (1986).

Chave para as subfamílias (adaptada de Schuh & Slater 1995).

1. Escutelo com 1-7 pares de tricobótrias ao longo da margem lateral. Pigóforo com abertura posterior ou ventral. Fêmur anterior muito desenvolvido e com um dente ou protuberância na superfície ventral. Rostro curto e robusto. Órgão de Ekblom sempre presente. Tíbia posterior dos machos com menos de 10 cerdas ..... **Prostemmatinae**
— Escutelo sem tricobótrias. Abertura do pigóforo dorsal. Fêmur

anterior pouco desenvolvido e sem dente ou protuberância. Rostro fino, alongado e delicado. Órgão de Ekblom presente ou ausente. Tíbia posterior dos machos com 30 a 40 cerdas ... . **Nabinae**

81. Pachynomidae. São pequenos e pouco conhecidos, parecidos com os nabídeos. Variam de 3,5 a 15 mm de comprimento. Pouco se sabe sobre sua biologia, pois a maioria dos exemplares conhecidos foi coletada em armadilhas luminosas. Algumas espécies são conhecidas da fauna de solo, onde devem predar outros invertebrados. Corpo polido ou opaco, glabro ou cerdoso. Olhos compostos grandes. Cabeça sem constrição pós-ocular. Ocelos presentes ou ausentes. Antena aparentemente com cinco artículos, pedicelo subdividido. Rostro robusto e muito curvado; primeiro artículo obsoleto e o segundo curto. Búculas dirigidas anteriormente, escondendo a base do rostro. Fêmur anterior robusto. Tíbia anterior com fóssula esponjosa. Membrana do hemiélitro com duas células alongadas, de onde partem veias. Segmento abdominal I frequentemente com glândulas de Brindley, as quais se abrem dorso-lateralmente na junção torácico-abdominal. Esse grupo foi considerado dentro de Nabidae até ser elevado a família. Carayon & Villiers (1968) reconheceram duas subfamílias, Aphelonotinae e Pachynominae, compreendendo quatro gêneros e cerca de 15 espécies. Aphelonotinae está representada no Brasil por *Aphelonotus* Uhler (seis espécies) e Pachynominae por *Camarochilus* Harris (uma). Referências para a fauna encontrada no Brasil são Harris (1930) e Carayon & Villiers (1968).

Chave para as subfamílias que ocorrem no Brasil (adaptado de Schuh & Slater 1995).

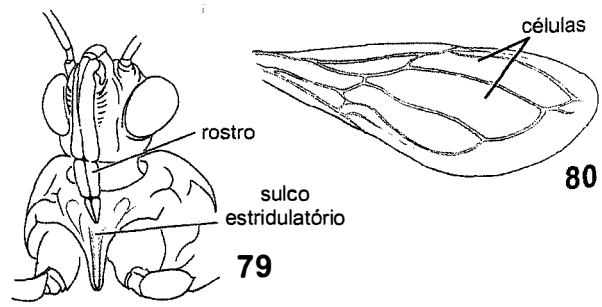
1. Ocelos ausentes. Cório com pubescência esparsa .... **Pachynominae**

— Ocelos presentes. Cório pubescente ..... **Aphelonotinae**

82. Plokiophilidae. São muito parecidos com os antocorídeos. Variam de 1,2 a 3,0 mm de comprimento. Todas as espécies vivem associadas a teias de aranha ou a teias de Embioptera. Os que vivem em teias de aranha podem, inclusive, alimentar-se simultaneamente com a aranha. Andam pela teia sem ficarem presos ou dispararem na aranha o mecanismo de captura. Os que vivem associados às teias de Embioptera alimentam- se de seus ovos, indivíduos mortos ou moribundos e provavelmente ácaros. Cabeça alongada atrás dos olhos. Olhos compostos pequenos. Ocelos presentes. Tricobótrias cefálicas longas. Rostro longo e delicado atingindo o abdômen, o primeiro artículo muito curto, seguido pelo segundo, terceiro e quarto em ordem crescente de comprimento. Hemiélitro com uma fratura costal distinta no cório, exocório e/ou cúneo com glândulas coriais. Membrana com protuberância corial distinta e uma ou duas veias livres ou uma célula, ou ainda sem veias. Tíbia anterior com fóssula esponjosa. Tarsos alongados, dí- ou trímeros. Sulcos da glândula metatorácica reduzidos na metapleura. Conexivo presente. Espiráculo ausente no segmento abdominal I e ventrais nos segmentos II a VIII. Está dividida em duas subfamílias, Embiophilinae e Plokiophilinae, com quatro gêneros e 10 espécies. No Brasil, ocorre Plokiophilinae, representada por *Lipokophila* Štys (duas espécies). O único trabalho é o de Carayon (1974). O conhecimento pode aumentar muito com coletas direcionadas e o auxílio dos aracnólogos e embiopterólogos.

83. Polyctenidae. São os únicos heterópteros completamente adaptados à vida parasitária permanente em morcegos. Variam de 3 a 5 mm de comprimento e são parecidos com dípteros Pupipara. As primeiras espécies foram descritas como dípteros nicteribídeos, posteriormente transferidos para Anoplura e, no início do século XX, para Heteroptera (Schuh & Slater 1995). Corpo recoberto por cerdas simples. Ctenídios presentes na antena, margem da cabeça, pronoto, prosterno, mesonoto e segmento abdominal I. Olhos compostos e ocelos ausentes. Rostro e clípeo formando uma estrutura lobular. Antena com quatro artículos, sendo o escapo e algumas vezes o pedicelo mais robustos que os demais. Rostro inserido quase no meio da cabeça, com quatro artículos, o primeiro reduzido. Prosterno sulcado. Asas ausentes. Pernas curtas ou longas. Tíbias com anéis semimembranosos alternados com partes normais do segmento. Tíbia anterior dos machos com espinhos. Fóssula esponjosa ausente. Fórmula tarsal 3-4-4. O par de garras tarsais das pernas anteriores, assimétricas e muito modificadas; pares médios e posteriores assimétricos em algumas espécies. Inseminação traumática por perfuração da parede da metacoxa direita. Fecundação por impregnação hemocelômica. Schuh & Slater (1995) reconheceram duas subfamílias, Hesperoctenidae e Polyctenidae, com cinco gêneros e cerca de 30 espécies. Na América do Sul, ocorre Hesperocteninae, com *Hesperoctenis* Kirkaldy, com três espécies registradas para o Brasil, mas com pelo menos cinco outras coletadas próximo à fronteira, em diferentes países de norte a sul. Trabalhos mais recentes são de Ronderos (1962) e o catálogo de Ryckman & Sjogren (1980).

84. Reduviidae. Conhecidos popularmente por percevejos assassinos pelo hábito predador. Constituem uma das maiores e mais diversas famílias de heterópteros. Cabeça geralmente alongada e constrita atrás do olho composto grande. Frequentemente com um par de ocelos. Antenômeros às vezes fusiformes (Phymatinae); pré-pedicelo presente, não muito alongado, pedicelo nas ninfas e adultos com pelo menos uma tricobótria, adultos às vezes com 20 ou



Figuras 28.79-80. Reduviidae. **79**, cabeça e protórax, vv; **80**, hemiélitro. Desenhos: A. Ferrari.

mais tricobótrias. Rostro com três artículos aparentes (raramente quatro), recurvado, curto e grosseiro, raramente reto e flexível (Fig. 28.79). Asa anterior sem fratura costal; membrana com duas células basais, de onde partem poucas veias (Fig. 28.80). Fóssula esponjosa geralmente presente em um ou mais pares de pernas. Fórmula tarsal variável, tarso anterior às vezes ausente. Prosterno usualmente com sulco estridulatório. Segmento abdominal I frequentemente com glândulas de Brindley, que se abrem dorso-lateralmente na junção torácico-abdominal; nas ninfas, essas aberturas estão na mesopleura (Fig. 28.81). Os dois catálogos mais recentes são de Putchkov & Putchkov (1985) e Maldonado Capriles (1990). Schuh & Slater (1995) apresentaram uma chave para identificação das subfamílias. Os reduvídeos compreendem cerca de 930 gêneros e 6.250 espécies. Forero (2004) registrou 201 gêneros, contendo de 850 a 1.400 espécies (Dimitri Forero, informação pessoal) em 21 subfamílias (incluindo Phymatinae e Elasmodeminae), para a região Neotropical. No Brasil, existem de 120 a 150 gêneros contendo de 500 a 600 espécies (Dimitri Forero, informação pessoal).

Chave para as subfamílias (baseada em Costa Lima 1940b; Froeschner 1981, Schuh & Slater 1995 e Forero 2004).

1. Basiflagelo e distiflagelo espessados, com diâmetro visivelmente maior do que do escapo e do pedicelo. Fêmur anterior extremamente robusto e dilatado, tíbia anterior curta e retrátil ..... **Phymatinae**

— Basiflagelo e distiflagelo menos espessados que os demais artículos. Fêmur anterior pouco ou não espessado **2**

2(1). Membrana do hemiélitro com três veias simples que não formam células fechadas. Corpo extremamente achatado dorso-ventralmente. Escutelo semicircular. Pernas com muitos espinhos ..... **Elasmodeminae**

— Membrana do hemiélitro com uma ou mais células grandes, nunca com três veias longitudinais livres. Corpo variável. Escutelo usualmente triangular, às vezes romboide. Pernas variáveis **3**

3(2). Membrana do hemiélitro com uma célula grande. Exceto pela membrana, corpo recoberto de muitas cerdas longas e finas. Fronte muito inclinada adiante do olho ..... **Chryxinae**

— Membrana do hemiélitro com duas ou mais células. Corpo destituído de cerdas longas. Fronte não inclinada **4**

4(3). Superfície ventral da cabeça com um sulco rostral bem definido. Escapo muito engrossado, os demais finos e o distiflagelo muito curto. Tarsos muito curtos. Corpo achatado dorso-ventralmente ..... **Phimophorinae**

— Superfície ventral da cabeça sem um sulco rostral definido. Escapo delgado ou pouco espessado. Tarsos não muito curtos. Corpo não achatado dorso-ventralmente **5**

5(4). Coxa anterior alongada, o comprimento no mínimo quatro vezes a largura. Perna anterior de modo geral distintamente raptória, com as margens ventrais dos fêmures e tíbias com fileiras de espinhos. Corpo delgado, apêndices alongados ou espécimes de aspecto delicado **6**

— Coxa anterior não alongada; raramente o comprimento excede o dobro da largura, se assim, então a tíbia anterior possui um esporão apical. Perna anterior raptorial ou ambulatorial. Corpo mais robusto **8**

6(5). Cavidade coxal anterior aberta posteriormente. Cabeça e rostro com espinhos, segundo artículo do rostro dilatado. Asas com clavo, cório e membrana definidos ..... **Saicinae**

— Cavidade coxal anterior aberta anterior e posteriormente. Cabeça e rostro geralmente sem espinhos, segundo artículo do rostro não dilatado. Asa membranosa ou ausente **7**

7(6). Ocelos ausentes. ..... **Emesinae**

— Ocelos presentes ..... **Bactrodinae**

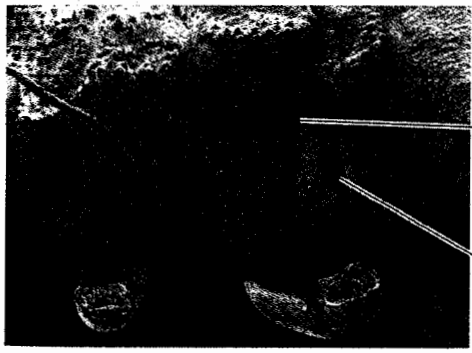
8(5). Escutelo bífido no ápice. Antena com mais do que quatro artículos aparentes **9**

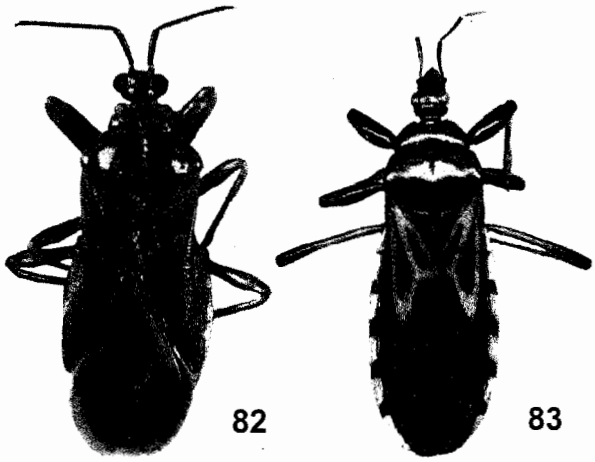
— Escutelo com uma só ponta no ápice. Antena com quatro artículos **10**

9(8). Pedicelo subdividido em múltiplos pseudoartículos. Corpo muito granuloso. Ocelos situados entre os olhos .... **Hammacerinae**

— Basiflagelo e distiflagelo usualmente subdivididos formando um total de sete ou oito artículos antenais aparentes. Corpo geralmente glabro, com tegumento liso e brilhoso. Ocelos situados atrás de uma linha imaginária que tangencia o bordo posterior dos olhos, podendo estar ausentes (fêmeas ápteras) ..... **Ectrichodiinae**

10(8). Tubérculo antenífero elevado, projetando-se anteriormente





Figuras 28.81-83. Reduviidae. **81**, ninfa de *Triatoma dimidiata* (Latreille), Triatominae, (MEV); **82**, Chryxinae, *Wygodzinskyella travassoi* (Lent & Wygodzinsky), foto: H. Gil-Santana; **83**, Ectrichodiinae, *Brontostoma bahiensis* Gil-Santana, Costa & Marques.

além do ápice recurvado da cabeça, que não se prolonga ou se muito pouco anteriormente além dos olhos **11**

— Tubérculo antenífero não se projetando anteriormente além da cabeça. Cabeça prolongando-se em maior ou menor extensão além dos olhos **12**

11(10). Tarso anterior dímero. Margens laterais do conexivo com espinhos conspícuos nos ângulos póstero-laterais de cada segmento ..... **Salyavatinae**

— Tarso anterior trímero. Margens laterais do conexivo inermes ..... **Sphaeridopinae**

12(10). Sulco pronotal interlobular transverso posterior à porção média do pronoto **13**

— Sulco pronotal interlobular transverso próximo ou anterior à porção média do pronoto **14**

13(12). Tíbia anterior prolongando-se além da inserção do tarso, sem fossa esponjosa no ápice ..... **Vesciinae**

— Tíbia anterior não se prolongando além da inserção do tarso, com larga fossa esponjosa no ápice ..... **Peiratinae**

14(12). Hemiélitro sem célula, próximo ou no ângulo apical interno do cório **15**

— Hemiélitro com a veia cubital formando célula com quatro a seis lados, próximo ou no ângulo apical interno do cório **17**

15(14). Cabeça mais larga do que longa, com projeção frontal truncada entre as antenas. Olhos muito salientes, pedunculados. Orifício de glândulas odoríferas metatorácicas presentes no ângulo póstero-lateral da metapleura ..... **Cetherinae**

— Cabeça mais longa do que larga, sem projeção. Olhos não pedunculados. Orifício de glândulas odoríferas metatorácicas ausentes **16**

16(15). Cabeça com sulco transverso evidente atrás dos olhos. Rostro, na maior parte das espécies, mais ou menos recurvado. Ocelos proeminentes, aproximados, situados sobre uma elevação, pouco afastados da parte média posterior da cabeça .... **Reduviinae**

— Cabeça sem sulco transverso atrás dos olhos. Rostro reto. Ocelos largamente separados, usualmente em elevações oblíquas e laterais no lobo posterior da cabeça .... **Triatominae**

17(14). Célula cubital hexagonal às vezes pentagonal ou aberta no extremo apical. Escapo espessado, parecendo mais esclerosado que os demais ..... **Stenopodainae**

— Célula cubital quadrangular. Escapo geralmente delgado, sem que pareça mais esclerosado que os demais .... **Harpactorinae** ... **18**

18(17). Ocelos situados para fora de duas paralelas imaginárias tangenciando o bordo interno dos olhos. Escapo pouco ou não se alongando além da cabeça. Tíbia anterior de modo geral densamente pilosa, ligeiramente curva, com um sulco apical para receber o tarso, que é retrátil e diminuto. Garras tarsais simples ..... **Apiomerini**

— Ocelos situados para dentro de duas paralelas imaginárias tangenciando o bordo interno dos olhos. Escapo alongando-se além da cabeça. Tíbia anterior não modificada. Tarso anterior tão desenvolvido quanto os demais. Garras tarsais denteadas ou apendiculadas ..... **Harpactorini**

Caraterização das subfamílias mais importantes

Bactrodinae. Insetos pequenos, delicados e alongados. Cabeça com colo longo, olho protuso. Membrana do hemiélitro com uma célula. Inclui somente *Bactrodes* Stål, com cinco espécies, das quais três têm registros para o Brasil, todas revisadas por Coscarón & Melo (2003).

Chryxinae (Fig. 28.82). Cabeça curta, transversal, mal se estendendo além dos olhos compostos. Cório com distinta separação da membrana, sem célula cubital. Compreende três gêneros, todos representados no Brasil: *Chryxus* Champion (duas espécies), *Lentia* Wygodzinsky (uma) e *Wygodzinskyella* Usinger (uma). Gil-Santana *et al.* (2007) apresentaram a sinopse da subfamília, com chaves e diagnoses para gêneros e espécies.

Ectrichodiinae (Fig. 28.83). Composta de espécies com corpo grosseiro (*e. g.*, *Brontostoma* spp.) ou delicado (*Pothea* spp.), a maior parte com padrões aposemáticos incluindo variações de negro e vermelho. Membrana do hemiélitro com duas ou três células. Tíbia anterior e média com fóssula esponjosa. Dimorfismo sexual frequente, as fêmeas com as asas reduzidas. No Brasil, ocorrem 16 gêneros, embora não haja consenso sobre a validade de alguns. *Brontostoma* Kirkaldy está representado no Brasil por 14 espécies. Os trabalhos mais recentes são de Carpintero & Maldonado Capriles (1996), Bérenger & Gil-Santana (2005) e Gil-Santana (2007).

Elasmodeminae. Vivem sob a casca de árvores. Exclusivamente neotropical, com um único gênero, *Elasmodema* Stål, que reúne duas espécies. Wygodzinsky (1944) revisou o gênero, tratando-o como uma família independente.

Emesinae. Possuem corpo longo e afilado. Pernas achatadas, sem fóssula esponjosa. Garras anteriores desiguais. Asas polimórficas, às vezes muito reduzidas ou ausentes em ambos os sexos. Wygodzinsky (1966) monografou o grupo, reconhecendo seis tribos. Maldonado Capriles (1990) registrou 930 espécies em 101 gêneros, distribuídos em 10 tribos.

Hammacerinae. Cabeça bastante desenvolvida anteriormente, não constrita ou alongada atrás do olho. Lábio espesso, recurvado. Membrana com duas células. Fóssula esponjosa presente na tíbia anterior e média. Vivem embaixo da casca de árvores. Compreendem dois gêneros no Novo Mundo, *Homalocoris* Perty e *Microtomus* Illiger. As espécies brasileiras de *Microtomus* podem ser identificadas pelos trabalhos de Costa Lima (1935) e Giacchi & Coscarón (1989); as de *Homalocoris*, por Maldonado Capriles (2001).

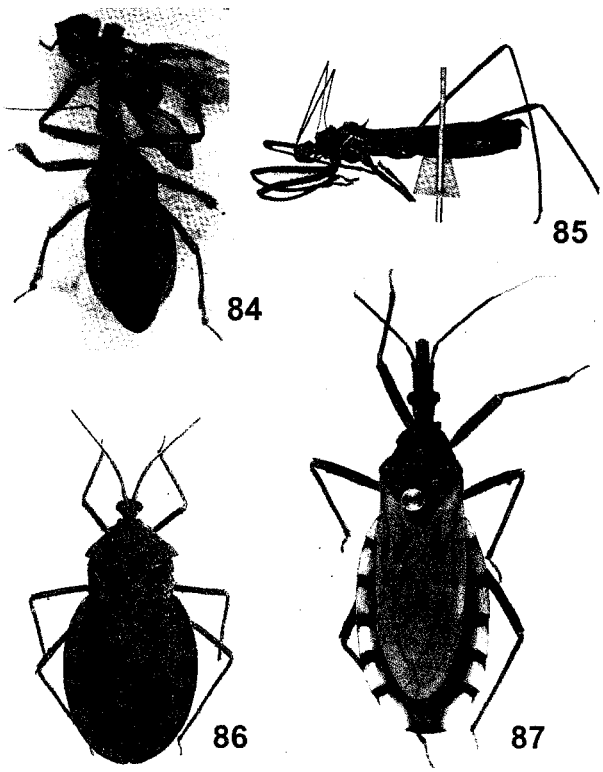
Harpactorinae. (Fig. 28.84). Caracterizam-se pelo hábito diurno e vivem em vegetação arbustiva, onde caçam suas presas. A maior subfamília, tem 278 gêneros e cerca de duas mil espécies no mundo (Davis 1969). Schuh & Slater (1995) seguem Davis (1969), que reconheceu seis tribos, das quais duas ocorrem na região Neotropical, Apiomerini e Harpactorini. *Apiomerus* Hahn, o maior gênero, com 110 espécies, foi revisado por Costa Lima *et al.* (1951), com diversas contribuições posteriores, como Gil-Santana & Milano (2007). A tribo Harpactorini tem

cerca de 50 gêneros na região Neotropical, entre os quais se destacam *Arilus* Hahn e *Zelus* Fabricius, o primeiro pela forma, com carena denteada no pronoto, e o segundo pela diversidade e coloração. Forero *et al.* (2008) sumarizaram as referências sobre a taxonomia do grupo para essa região.

Peiratinae. Têm cerca de 30 gêneros e 291 espécies em todo mundo. No Brasil, os gêneros mais diversificados e comuns são *Rasahus* Amyot & Serville e *Sirthenea* Spinola. Os dez gêneros neotropicais estão representados no Brasil e podem ser reconhecidos pela chave de Cai & Taylor (2006). A maioria das espécies conhecidas consta em trabalhos e revisões de Willemse (1985) e Cai & Taylor (2006). Estudos filogenéticos foram realizados para *Eidmannia* Taeuber, *Rasahus* e *Thymbreus* Stål (Coscarón 1989a,b, 1994).

Phymatinae. Fêmur anterior desenvolvido. Tíbia e tarso anterior fusionados e frequentemente dispostos em um sulco no fêmur, ou ocasionalmente tíbia e tarso ausentes. Foi revisada por Kormilev (1960), um trabalho útil para identificar as espécies de *Phymata* Latreille encontradas no Brasil; Froeschner & Kormilev (1989) tratam o grupo como família, incluindo chaves de tribos, gêneros e espécies.

Reduviinae. Com cerca de 140 gêneros em todo mundo, os reduviíneos são reconhecidos pela ausência de caracteres encontrados em outras famílias. Célula discal geralmente ausente. Tíbia anterior e média com fóssula esponjosa. Tarsos trímeros. Quatro gêneros têm ampla distribuição na região Neotropical. No Brasil, o mais estudado é *Zelurus* Hahn, revisado por Costa Lima (1940a) (como *Spiniger* Burmeister) e Lent & Wygodzinsky (1946), com diversos aditamentos destes últimos autores, sumarizados em Maldonado Capriles (1990). Gil-Santana & Coletto-Silva (2005) descreveram um gênero para o Amazonas e forneceram uma chave atualizada para os gêneros americanos.



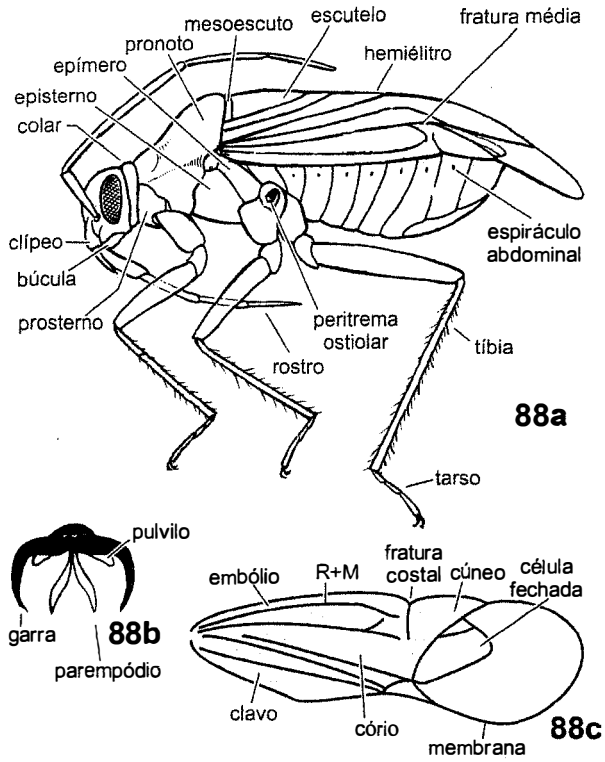
Figuras 28.84-87. Reduviidae. **84**, Harpactorinae, Apiomerini, *Apiomerus rubrocinctus* Herrich-Schaefer, predando *Trigona spinipes* (Meliponini); **85**. Saicinae, *Saica apicalis* Osborn & Drake; **86**, Sphaeridopinae, *Veseris rugosicollis* (Stål), **87**, Triatominae, *Triatoma oliveirai* (Neiva, Pinto & Lent). Fotos: H. Gil-Santana.

Saicinae (Fig. 28.85). Possui 24 gêneros com representantes em todas as áreas tropicais. Os que possuem maior número de espécies são *Polytoxus* Spinola, do Velho Mundo, e *Saica* Amyot & Serville, do Novo Mundo (Schuh & Slater 1995). É um grupo muito próximo de Emesinae, pela estrutura da asa anterior uniformemente membranosa em ambas as subfamílias (Wygodzinsky 1966). Para o Brasil, foram registrados *Caprilesia* Gil-Santana, Marques & Costa, *Oncerotrachelus* Stål, *Paratagalis* Monte, *Pseudosaica* Blinn, *Saica* e *Tagalis* Stål. Chaves para identificação genérica podem ser encontrados em Gil-Santana & Marques (2005) e Gil-Santana *et al.* (2006).

Sphaeridopinae (Fig. 28.86). Tem três gêneros neotropicais, também representados no Brasil, *Sphaeridops* Amyot & Serville, *Veseris* Stål e *Volesus* Champion. Gil-Santana & Alencar (2001) forneceram dados sobre a taxonomia e chaves de gêneros e espécies. Forero (2004) traz chaves atualizadas de gêneros.

Stenopodainae. Alongados, com pernas longas e afiladas, coloração escura. Muitas espécies vivem no solo, recobertas por partículas de solo ou areia. São atraídos por luz artificial. Predomina nos trópicos, com 113 gêneros e 720 espécies em todo o mundo. Os gêneros do Novo Mundo podem ser reconhecidos pela chave de Wygodzinsky & Giacchi (1994). A fauna do Novo Mundo foi tratada por Giacchi (1984, 1985).

Triatominae (Fig. 28.87). Conhecidos popularmente como barbeiros. Foi monografada por Lent & Wygodzinsky (1979). Carcavallo *et al.* (1998a,b, 1999) ofereceram sinopse bilíngue, com diversos aspectos do estudo do grupo, incluindo chaves ilustradas para gêneros e espécies. Contém cerca de 141 espécies distribuídas por 15 gêneros e cinco tribos (Schofield & Galvão 2009). Muitas espécies são vetores (ou vetores em potencial) do tripanossoma causador da doença-de-Chagas (tripanossomíase americana), descoberta pelo brasileiro Carlos Chagas, que descreveu muitos aspectos de ordem clínica, anatômico-patológica e epidemiológica, além de descrever o agente etiológico *Trypanosoma cruzi* (Chagas). Por ser uma subfamília de importância médica, há muitas publicações sobre o tema (Garcia *et al.* 2000). Ryckman (1986) forneceu "check list" das espécies sulamericanas. Galvão *et al.* (2003) atualizaram as informações levando em conta o acréscimo de novos táxons e os novos arranjos taxonômicos, listando todas as espécies válidas e sua distribuição geográfica; para o Brasil, relacionaram 56 espécies distribuídas em dez gêneros. As espécies mais importantes são: *Triatoma infestans* Klug, *T. dimidiata* (Latreille), *T. barberi* Usinger, *T.*



Figuras 28.88a-c. Miridae, morfologia. **88a**, vista lateral; **88b**, pretarso (fonte: Carvalho & Costa 1997); **88c**, asa.

brasiliensis, *T. maculata* (Erichson), *T. pseudomaculata* Corrêa & Espínola, *T. rubrovaria* (Blanchard), *T. sordida* (Stål), *Rhodnius prolixus* Stål, *R. ecuadoriensis* Lent & Léon, *R. pallescens* Barber e *Panstrongylus megistus* (Burmeister).

85. Thaumastocoridae. Exclusivamente fitófagos, pouco conhecidos e raramente coletados. Variam entre 2 e 5 mm de comprimento. Lembram os Pentatomoidea ou Aradoidea. Alimentam-se de diversas plantas, mas membros de Xylastodorinae foram coletados apenas sobre palmeiras, alimentando-se das inflorescências ou infrutescências. Corpo achatado e recoberto por pubescência densa e curta. Superfície dorsal densamente pontuada. Jugas e clípeo projetando-se adiante dos olhos. Drake & Slater (1957) colocaram Thaumastocoridae em Cimicomorpha e apresentaram a classificação seguida até hoje, com duas subfamílias, Thaumastocorinae e Xylastodorinae, com seis gêneros e cerca de 15 espécies. Apenas Xylastodorinae, com o gênero *Discocoris* Kormilev (incluindo *D. drakei* Slater & Ashlock, *D. fernandezi* Slater & Brailovsky e uma espécie ainda não descrita), está representada no Brasil. Os trabalhos mais recentes para a fauna da América do Sul são de Slater & Brailovsky (1983) e Slater & Schuh (1990).

86. Tingidae. (Fig. 28.89). Conhecidos pelo hemiélitro e pronoto rendados ou areolados, às vezes com expansões de diferentes formas e tamanhos. Variam de 2 a 8 mm de comprimento. São fitófagos e algumas espécies formam galhas e outras são importantes pragas de plantas cultivadas. Cabeça curta. Olhos compostos desenvolvidos ou ausentes. Ocelos ausentes, exceto em Vianaidinae. Antena com artículos cilíndricos, exceto o basi- e o distiflagelo, que podem ser fusiformes. Rostro longo, com quatro artículos. Tórax com sulco mediano que recebe o rostro. Tarsos dímeros, parempódios pequenos e cerdiformes. Glândulas de Brindley localizadas dorso-lateralmente na junção entre o tórax e o abdômen. Laterotergitos dorsais presentes e os ventrais ausentes. Está dividida em três subfamílias: Cantacaderinae, Tinginae e Vianaidinae, com cerca de 250 gêneros e 1.900 espécies. Luiz Costa (informação pessoal) estima 300 gêneros e 2.100 espécies. No Brasil, ocorrem Cantacaderinae, com quatro gêneros (9 espécies), e Tinginae, com 42 gêneros (cerca de 430 espécies). Vianaidinae, por meio de *Thaumamannia vanderdrifti* Doesburg, foi registrada no norte do Brasil.

Chave para as subfamílias (adaptado de Drake & Ruhoff 1965).

1. Pedicelo mais longo que flagelo e subigual ao basiflagelo. Dorso liso, com pontuação rasa, ou áspera, com pontuação profunda. Olhos compostos e ocelos bem desenvolvidos. Asa anterior com uma parte membranosa em forma de quilha. Podem ser também coleopteroides, com olhos compostos reduzidos e ocelos ausentes. Área evaporatória da glândula metatorácica ampla, cobrindo toda metapleura ... **Vianaidinae**

— Pedicelo curto, subigual ou mais curto que o flagelo e mais curto que o basiflagelo. Dorso levemente ou profundamente areolado. Asa anterior com a membrana indistinta. Olho composto desenvolvido. Ocelos ausentes. Área evaporatória não como acima **2**

2(1). Cabeça não inclinada ventralmente e olhos compostos afastados da margem do pronoto. Pronoto algumas vezes encobrindo o escutelo, mas projeção posterior nunca de forma triangular. Esternos abdominais II e III fundidos .... **Cantacaderinae**

— Cabeça muito inclinada ventralmente e olhos compostos pouco separados da margem do pronoto. Pronoto projetado triangularmente e encobrindo completamente o escutelo. Esternos abdominais II a IV fundidos ..... **Tinginae**

PENTATOMOMORPHA

Corresponde a um dos maiores grupos de Heteroptera. Caracteriza-se pela ausência de fratura costal na asa anterior, asa posterior com as veias R e M distintamente separadas e veia Sc nunca bem desenvolvida. Tricobótrias presentes, especialmente nos esternitos abdominais (com exceção de Aradoidea e *Oxycarenus* – Lygaeidae). Glândulas salivares acessórias tubulares. Ovos com opérculo (ou pseudopérculo). A maioria é fitófaga; os aradídeos são micetófagos, enquanto que o hábito predador secundário se desenvolveu em Geocorinae (Lygaeidae) e Asopinae (Pentatomidae). Henry (1997b), numa análise filogenética da infraordem, demonstrou a existência de seis superfamílias: Aradoidea, Coreoidea, Idiostoloidea (sem representantes no Brasil), Lygaeoidea, Pentatomoidea e Pyrrhocoroidea. A primeira foi proposta como o grupo-irmão de todos os demais pentatomomorfos.

ARADOIDEA

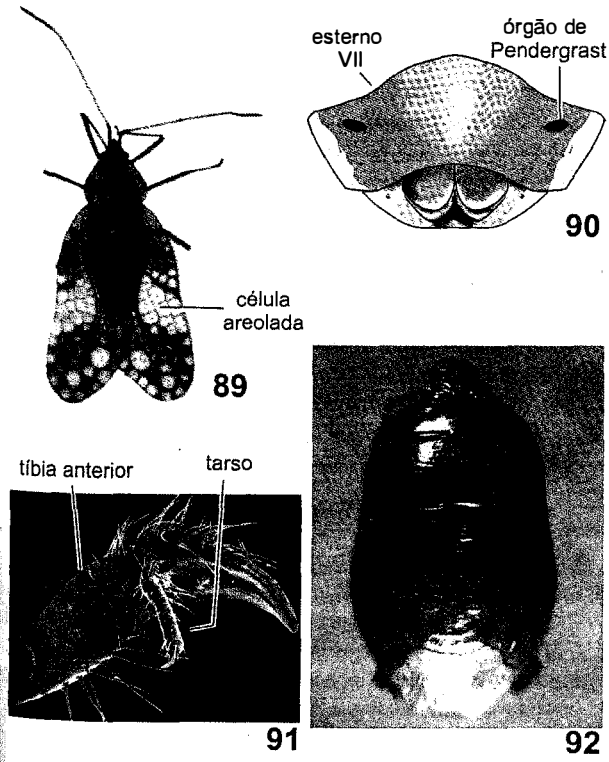
87. Aradidae. São peculiares, de corpo achatado dorso-ventralmente, de contorno elíptico ou retangular, com

coloração escura, castanha a negra. Vivem sob cascas de árvores ou associados a ninhos de pássaros, roedores e cupinzeiros. São predominantemente micetófagos. Muitas espécies tropicais são ápteras e a face dorsal tem aspecto granuloso ou rugoso. São conhecidos pelo menos 211 gêneros, com cerca de 2 mil espécies, distribuídos em oito subfamílias. Foi monografada por Usinger & Matsuda (1959). A fauna brasileira é praticamente desconhecida e pouco representada nas coleções. Kormilev & Froeschner (1987) registraram 146 espécies em 37 gêneros para o Brasil.

PENTATOMOIDEA

Surgiram muito cedo na linha evolutiva de Pentatomomorpha, com inúmeras sinapomorfias que suportam sua monofilia: ovos em forma de barril, com linha de ruptura circular; tricobótrias pares laterais; cápsula genital especializada e com abertura caudal. Schuh & Slater (1995) reconheceram 14 famílias e suas relações de parentesco foram estudadas por Grazia *et al.* (2008).

88. Acanthosomatidae. (Fig. 28.93). Possuem tarsos dímeros, escutelo nunca recobrindo o cório. Variam entre 6 e 18 mm de comprimento. Antena pentâmera, tubérculos anteníferos não visíveis dorsalmente. Mesosterno carenado. Terceiro esternito abdominal frequentemente com espinho desenvolvido anteriormente. Fêmeas usualmente com órgãos de Pendergrast (órgãos glandulares abdominais) arredondados ou ovalados, situados nos esternitos abdominais V a VII ou no VII (Fig. 28.90). Margem posterior do esternito VII profundamente emarginada. Inclui três subfamílias: Acanthosomatinae, Blaudinae (com as tribos, Blaudini e Lanopini) e Ditomotarsinae (com as tribos Ditomotarsini e Laccophorellini). A monofilia de Acanthosomatidae está baseada em três sinapomorfias e uma homoplasia (Fischer 1994): presença de órgãos de Pendergrast; segmento VIII, nos machos, visível, não encoberto pelo segmento VII; fêmeas com órgão especializado para transmissão de simbiontes; e aberturas das glândulas odoríferas anteriores dirigidas lateralmente, característica compartilhada com Scutelleridae. Abrange cerca de 180 espécies em 45 gêneros, cuja distribuição é predominantemente austral, incluindo sul da África, Chile e Austrália. A fauna mundial foi monografada por Kumar (1974). Chaves para os gêneros do hemisfério ocidental foi preparada por Rolston & Kumar (1975). Para o Brasil, há o registro de duas espécies: *Hellica nitida* Haglund e *H. johnpolhemi* Froeschner.



Figuras 28.89-92. Hábito e estruturas. **89**, Tingidae, vd; **90**, Acanthosomatidae, esterno VII, VV (desenho: A. Ferrari; **91**, Cydnidae, Scaptocorini, tíbia e tarso anterior de *Scaptocoris buckupi* Becker (MEV); **92**, Cydnidae, Scaptocorini, vd. *Scaptocoris castanea* Berty.

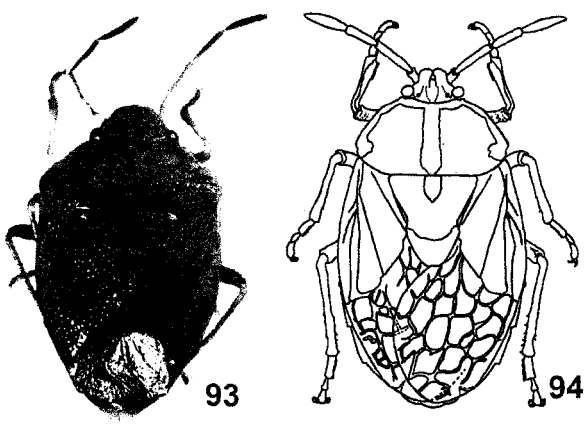
89. Canopidae. Percevejos de tamanho médio, totalmente negros, brilhantes, com reflexos de cor púrpura ou esverdeada. Corpo arredondado, com dorso muito convexo e ventre achatado. O escutelo recobre todo o abdômen e a maior parte dos hemiélitros. É exclusivamente neotropical, representada por *Canopus* Fabricius, com oito espécies. McHugh (1994) reportou ninfas e adultos de *Canopus* spp. em fungos em diversas localidades e observou esporos dos fungos no seu sistema digestivo, confirmando seus hábitos fungívoros. Chave de identificação de espécies pode ser encontrada em McAtee & Malloch (1928). Não estão bem representados em coleções e, talvez pelos hábitos alimentares, são pouco coletados, às vezes sendo confundidos com coleópteros. No Brasil, ocorrem seis espécies: *C. obtectus* Fabricius, *C. burmeisteri* McAtee & Malloch, *C. caesus* Germar, *C. globosus* Horvath, *C. impressus* Fabricius e *C. orbicularis* Horvath.

90. Cydnidae. Chamados vulgarmente de percevejos-cavadores, de tamanho variável, coloração negra e brilhante ou castanha. São ovoides, com cabeça alargada e achatada e pernas adaptadas para cavar. Margem distal das coxas com uma fileira de cerdas achatadas. Tíbias com espinhos em toda a extensão; tarsos trímeros. Tem distribuição mundial, bem representada nas regiões tropicais e temperadas, com mais de 600 espécies em 118 gêneros. Dolling (1981) revisou as relações de parentesco entre as subfamílias, incluindo em Cydnidae as subfamílias Thyreocorinae e Corimelaeninae. Chaves para identificação de subfamílias e espécies do Novo Mundo foram publicadas por Froeschner (1960). Cinco subfamílias são reconhecidas em Cydnidae por Grazia *et al.* (2008), Amnestinae, Cephalocteinae, Cydninae, Garsaurinae e Sehirinae, das quais quatro ocorrem na região Neotropical. Amnestinae e Sehirinae têm um gênero na região Neotropical cada uma, respectivamente *Amnestus* Dallas e *Sehirus* Amyot & Serville. Becker (1967) revisou a tribo Scaptocorini (Cephalocteinae) com distribuição no trópico neotropical e destacou o grande interesse biológico e agronômico do grupo,

por incluir espécies que constituem sérias pragas de plantas cultivadas, sem especificidade de hospedeiro. No Brasil, ocorrem *Scaptocoris* Perty, com as espécies *S. castanea* Perty (Fig. 28.92), *S. carvalhoi* Becker e *S. buckupi* Becker, e *Atarsocoris* Becker, monotípico. *S. castanea*, vulgarmente conhecido como "percevejo-castanho", é responsável por grandes prejuízos a pastagens no Brasil. Quanto a Cydninae, a maior e mais diversa, com 90 gêneros e 300 espécies, muito pouco se conhece sobre a fauna brasileira. A fauna do Novo Mundo foi monografada por Froeschner (1960). Chave para os gêneros de Cydninae que ocorrem na América do Sul está presente em Froeschner (1981).

91. Dinidoridae (Fig. 28.94). Foi revisada e chaveada por Durai (1987), que reconheceu as subfamílias Dinidorinae, com as tribos Dinidorini e Thalmini e Megymeninae, com as tribos Megymenini e Eumenotini. A classificação atual foi apresentada por Rolston *et al.* (1996). Compreende 115 espécies em 13 gêneros, sendo predominantemente encontrados nas regiões Afrotropical e Oriental. Na região Neotropical, ocorre *Dinidor* Latreille (seis espécies). Raramente estão representadas em coleções, apesar de seu tamanho relativamente grande e sua coloração aposemática. No Brasil, ocorrem *D. braziliensis* Durai, *D. mactabilis* (Perty), *D. rufocinctus* Stål e *D. saucius* Stål. Como planta hospedeira para *D. mactabilis*, há o registro de *Smilax japecanga* Grisebach (Smilacaceae) em Santa Maria, Rio Grande do Sul.

92. Megarididae. São negros e brilhantes, ovalados e bastante convexos dorsalmente, com amplo desenvolvimento do escutelo, que recobre quase completamente os hemiélitros. O tamanho diminuto e a forma coleopteroide devem contribuir para a baixa representatividade desta família nas coleções. É exclusivamente neotropical, com 16 espécies em *Megaris* Stål. Foi reconhecida como subfamília de Pentatomidae por McAtee & Malloch (1928) e elevada a família por McDonald (1979), o qual estudou a genitália de ambos os sexos e concluiu que Megarididae, Canopidae e Plataspididae (a última sem representantes na região Neotropical) possuem semelhança superficial. Chave para identificação das espécies está presente em McAtee & Malloch (1928). No Brasil, ocorrem cinco espécies: *M. nigritula* Stål, *M. laevicollis* Stål, *M. longula* McAtee & Malloch, *M. hemisphaerica* McAtee & Malloch e *M. stalii* McAtee & Malloch.



Figuras 28.93-94. Hábito, vd. **93**, Acanthosomatidae, *Hellica nitida* Haglund; **94**, Dinidoridae, *Dinidor mactabilis* Perty. Desenho: J.L.C. Bernardes.

93. Pentatomidae (Fig. 28.95). São conhecidos vulgarmente como fede-fede, percevejo-fedorento ou percevejo-verde. É a quarta família mais numerosa e diversa entre os heterópteros, com distribuição mundial, bem representados em todas as regiões faunísticas, com 760 gêneros e 4.100 espécies. As faunas tropical e subtropical são as mais extensas. Referências básicas para a família, no hemisfério ocidental, com chaves para identificação de subfamílias, tribos e gêneros, são os trabalhos de Rolston & McDonald (1979, 1981, 1984) e Rolston *et al.* (1980). As subfamílias Asopinae, Discocephalinae, Edessinae e Pentatominae estão amplamente representadas na região Neotropical, sendo que Discocephalinae e Edessinae são exclusivas desta região. Em Grazia *et al.* (2008), Cyrtocoridae está sendo tratada como subfamília de Pentatomidae. Corpo geralmente ovoide. Antena com cinco artículos (algumas espécies com quatro). Escutelo amplo, triangular. Freno (Fig. 28.95a) presente. Comissura claval reduzida ou ausente. Mesosterno frequentemente sem carena. Tarsos trímeros, às vezes dímeros. Espiráculos do esterno abdominal II geralmente encobertos pela metapleura. Estimamos cerca de 650 espécies descritas no Brasil.

Chave para identificação de subfamílias (modificada de Rolston & McDonald 1979)

1. Primeiro artículo do rostro robusto, estendendo-se bem além das búculas, ou a tíbia anterior foliácea. Placa pigoforal da taça genital localizada na reentrância de cada parâmero .... **Asopinae**

— Primeiro artículo do rostro pouco alargado, repousando entre as búculas (ainda que, frequentemente seja mais longo do que as búculas). Tíbia anterior pouco expandida. Placa pigoforal da taça genital, se presente, não como acima **2**

2(1). Metasterno desenvolvido anteriormente até o mesosterno ou raramente até o prosterno, processo metasternal elevado e bifurcado no ápice (exceto *Doesburgedessa* Fernandez). Rostro não ultrapassando as mesocoxas ..... **Edessinae**

— Metasterno raramente desenvolvido anteriormente até o mesosterno, rostro, então, se estendendo até o abdômen. Rostro usualmente alcançando pelo menos as metacoxas **3**

3(2). Tricobótria interna no esternito VII situada lateralmente à linha imaginária tangencial às aberturas dos espiráculos nos esternitos VI e VII, numa distância pelo menos igual ao maior diâmetro da abertura espiracular **4**

— Pelo menos uma tricobótria no esternito VII situada sobre ou próximo à faixa imaginária que conecta os espiráculos, e posteriormente a estes **5**

4(3). Base do ventre abdominal com um tubérculo mediano e metasterno desenvolvido, achatado ... **Pentatominae** (parte)

— Ventre abdominal raramente com um tubérculo na base, então metasterno delgadamente carenado medianamente .... **Discocephalinae** (parte)

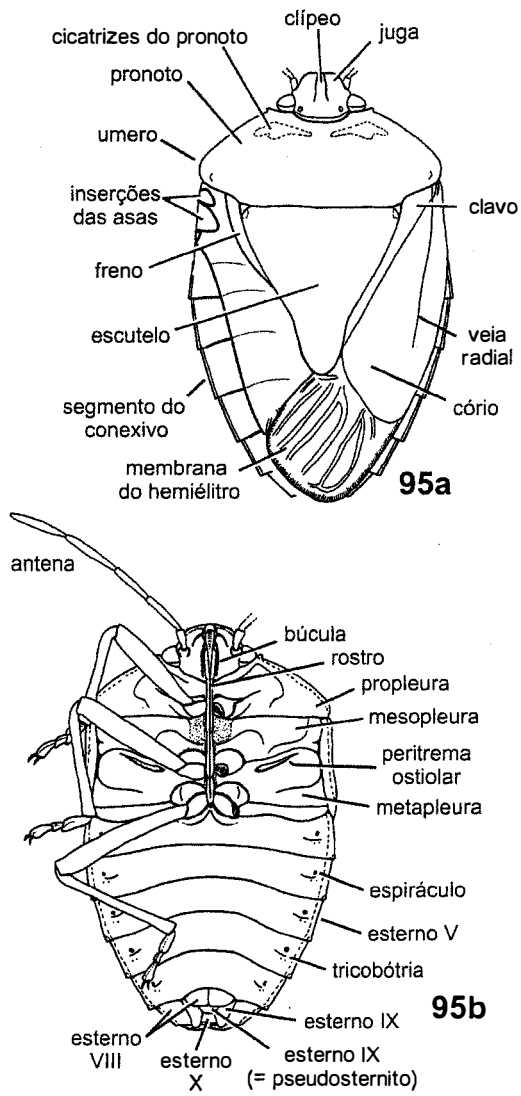
5(3). Lábio surgindo sobre ou posteriormente à linha imaginária transversal no limite anterior dos olhos e/ou superfície superior do terceiro tarsômero da perna posterior com escavação rasa nas fêmeas ..... **Discocephalinae** (parte)

— Lábio surgindo anteriormente à mencionada linha imaginária. Superfície superior dos tarsômeros convexa ou achatada ... **6**

6(5). Escutelo amplo dotado de protuberância espinhosa .... **Cyrtocorinae**

— Escutelo de tamanho variável, sem protuberância espinhosa ... . **Pentatominae**

Asopinae. São reconhecidos por seus hábitos predadores e como potenciais controladores biológicos de pragas. O espessamento do rostro corresponde a uma adaptação para predação de outros insetos. São encontrados em todas as regiões zoogeográficas, perfazendo 357 espécies, distribuídas em 63 gêneros. O trabalho mais recente no Novo Mundo é de Thomas (1992), com chaves para gêneros e espécies e registro de 26 gêneros e 110 espécies, das quais 42 para o Brasil. *Podisus nigrispinus* (Dallas) é bastante estudada e tem grande potencial no controle de populações de algumas espécies fitófagas. Outras espécies estudadas são *Alcaeorhynchus grandis* (Dallas), *Brontocoris tabidus* (Signoret) e *Supputius cincticeps* (Stål).



Figuras 28.95a-b. Pentatomidae, morfologia; **95a**, vista dorsal, asa esquerda removida; **95b**, vista ventral. Desenhos: C.F. Schwertner.

Cyrtocorinae. São percevejos com coloração escura e críptica, imitando casca de árvore. Pronoto e abdômen expandidos lateralmente. Tarsos dímeros. São exclusivamente fitófagos e alimentam-se principalmente nos ramos da planta hospedeira. Estão registrados em cinco famílias de plantas: Araceae, Euphorbiaceae, Leguminosae, Malvaceae e Piperaceae, o que pode evidenciar o aspecto polífago. É exclusivamente neotropical e foi revisada por Packauskas & Schaefer (1998), com o status de família, porém foi considerada como subfamília de Pentatomidae por Grazia *et al.* (2008). Inclui quatro gêneros e 11 espécies. No Brasil, estão representados *Ceratozygum* Horvath, monotípico, com *C. horridum* (Germar), *Cyphothyrea* Horvath, monotípico, com *C. erosa* Horvath, *Cyrtocoris* White, com *C. andicola* Horvath, *C. eggeris* Packauskas & Schaefer, *C. gibbus* (Fabricius), *C. obtusus* Horvath, *C. paraensis* Pirán e *C. trigonus* (Germar), e *Pseudocyrtocoris*, monotípico, com *C. laceratrus* (Herrich-Schaefer).

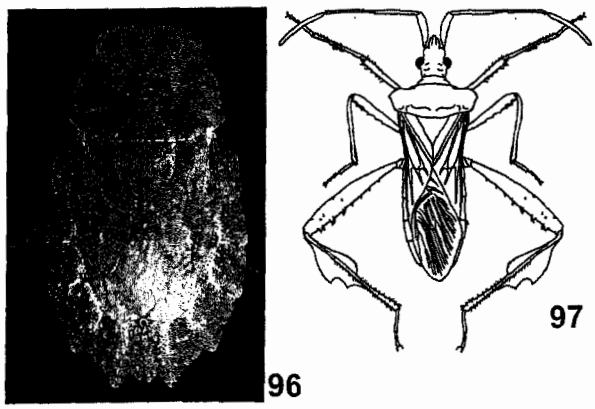
Discocephalinae. São achatados dorso-ventralmente, com coloração castanho-clara, castanho-escura ou negra, salpicada de ocre ou amarelada. Antena com quatro ou cinco artículos. Rostro originando-se posteriormente a uma linha imaginária transversal que une os olhos anteriormente. Metasterno não projetado em direção ao mesosterno. Tarsos trímeros; superfície dorsal do terceiro tarsômero posterior geralmente escavada nas fêmeas. São exclusivamente neotropicais e compreendem duas tribos: Discocephalini, com 44 gêneros e 169 espécies, e Ochlerini, com 30 gêneros e 108 espécies. Sua monofilia foi estabelecida por Campos & Grazia (2006). *Antiteuchus* Dallas, representante da primeira tribo, é o gênero mais diverso, com 46 espécies, das quais 26 ocorrem no Brasil. Chaves para as espécies pode ser encontrada em Fernandes & Grazia (2006). É um hóspede natural do cacau (*Theobroma cacao* L., Malvaceae) na região amazônica. São também encontrados em plantas introduzidas com finalidade de paisagismo. Dos gêneros de Ochlerini, pelo menos dois, *Lincus* Stål e *Macropygium* Spinola, incluem espécies que agem como vetores de tripanossomatídeos flagelados do gênero *Phytomonas* em palmeiras e coqueiros na América do Sul (Dolling 1984).

Edessinae. São os pentatomídeos mais coloridos e vistosos, exclusivos no neotrópico, com tamanho relativamente grande, muitos com mais de 20 mm de comprimento. Inclui seis gêneros—*Edessa* Fabricius (com cerca de 250 espécies), *Olbia* Stål (4 espécies), *Pantochlora* Stål (1), *Peromatus* Amyot & Serville (7) *Brachystethus* Laporte (10) e *Doesburgedessa* Fernandes (5)—, das quais cerca de 100 ocorrem no Brasil. Margem posterior do metasterno sulcada para receber o tubérculo abdominal. Antena com quatro ou cinco artículos. Tarsos trímeros. Barcellos & Grazia (2003), a partir de uma análise cladística, comprovaram a inclusão de *Brachystethus*

dentro de Edessinae, tendo proposto a transferência desse gênero para essa subfamília. Pela sua grande diversidade e pela dificuldade de reconhecimento das mais de 250 espécies descritas, *Edessa* vem sendo revisado em grupos de espécies (Silva *et al.* 2004, 2006; Fernandes 2010).

Pentatominae. São variados na forma e na coloração, por vezes com os ângulos umerais desenvolvidos e escutelo muito raramente atingindo o ápice do abdômen. É a maior subfamília de Pentatomidae, com aproximadamente 2.800 espécies em 526 gêneros no mundo. Tem ampla distribuição mundial e está subdividida em nove tribos, das quais cinco ocorrem na região Neotropical: Halyini, Mecideini, Pentatomini, Procleticini e Sciocorini. No Brasil, estão representadas Pentatomini e Procleticini. A primeira é a mais diversa, com 405 gêneros e 2.208 espécies. Na região Neotropical, Pentatomini compreende 108 gêneros e 546 espécies. No Brasil, estimam-se cerca de 300 espécies em 68 gêneros. Procleticini é exclusiva do Novo Mundo, com 33 espécies em 11 gêneros; para o Brasil, foram registradas em cinco gêneros nove espécies. Vários estudos foram publicados com gêneros neotropicais (Grazia 1997; Grazia *et al.* 1995; Grazia *et al.* 1999; Schwertner *et al.* 2002; Frey-da-Silva *et al.* 2002; Fortes & Grazia 2005).

94. Phloeidae (Fig. 28.96). São percevejos bizarros, achatados, com as margens da cabeça, tórax e segmentos abdominais expandidos em grandes lobos, que se confundem com o substrato das cascas das árvores onde vivem, e antena triarticulada inserida logo adiante do olho e encoberta pelas expansões. São exclusivamente neotropicais, tendo sido registrados principalmente no Brasil. Compreendem *Phloea* Lepeletier & Serville, com as espécies *Phloea corticata* (Drury) e *P. subquadrata* Spinola e *Phloephana* Kirkaldy, monotípico, com a espécie *P. longirostris* (Spinola). Lent & Jurberg (1965) descreveram a morfologia externa e interna, e forneceram dados de distribuição e plantas hospedeiras para as três espécies conhecidas. Estudos sobre cuidados parentais foram realizados por Tallamy & Schaefer (1997) e Guilbert (2003). As fêmeas exercem o cuidado da prole permanecendo com os ovos e as ninfas de primeiro ínstar aderidas ao abdômen, ventralmente. A partir do segundo ínstar, as ninfas formam agregados ao redor da fêmea. Outras contribuições sobre a família são encontradas em Costa Lima (1940b) e Leston (1953).



Figuras 28.96-97. Hábito, vd. **96**, Phloeidae, *Phloea subquadrata* Spinola (foto, J.L.C.Bernardes); **97**, Coreidae: desenho: A. Ferrari.

95. Scutelleridae. São os heterópteros de colorido mais vistosos — vermelhos, azuis, amarelos — frequentemente iridescentes. São conhecidos vulgarmente por percevejos-escudo, face ao amplo escutelo recobrindo todo o abdômen. Variam entre 5 e 20 mm de comprimento. Tem distribuição mundial, com 80 gêneros e 450 espécies. São facilmente confundidos com besouros, sendo que alguns possuem um recorte longitudinal no escutelo, o que aumenta sua semelhança com os élitros dos coleópteros. Antena com três ou cinco artículos. Freno obsoleto ou ausente. Carena laminar na propleura. Membrana do hemiélitro com numerosas veias. Tarsos trímeros. Sulco do prosterno presente. Ainda é pouco estudada na região Neotropical e no Brasil, mesmo estando relativamente bem representada nas coleções. Compreende cinco subfamílias: Elvisurinae, Tectocorinae, Odontotarsinae, Pachycorinae e Scutellerinae. Apenas Pachycorinae, com 25 gêneros, e Scutellerinae, com *Augocoris* Burmeister, têm registros para o Brasil. As espécies do Novo Mundo foram estudadas por Eger & Lattin (1995). Silva *et al.* (1968) registraram *Pachycoris torridus* (Scopoli), conhecido vulgarmente como percevejo-do-pinhão-do-mato (*Jatropha curcas* L., Euphorbiaceae), para São Paulo. É comum o polimorfismo cromático, como em *Agonosoma flavolineatum* (Laporte) (Paleari 1992). No Rio Grande do Sul, em levantamentos realizados em vários biomas, em torno de 15 espécies foram coletadas (Aline Barcelos, informação pessoal).

96. Tessaratomidae. Assemelham-se a grandes pentatomídeos, dos quais se distinguem pela cabeça muito pequena, antena geralmente com quatro artículos, rostro curto, raramente ultrapassando as coxas anteriores e pronoto estendendo-se sobre a base do escutelo. Com 45 gêneros e cerca de 235 espécies, tem distribuição predominante nos trópicos do Velho Mundo, com um gênero cosmopolita *Piezosternum* Amyot & Servile, sendo que três espécies ocorrem na região Neotropical, das quais duas têm registro para o Brasil, *P. thunbergi* Stål e *P. subulatum* (Thunberg). Chave para espécies em Pirán (1971). Rolston *et al.* (1993) catalogaram a família.

97. Thyreocoridae. Tratados por alguns autores como subfamília de Cydnidae, os percevejos-negros, como são conhecidos vulgarmente, reúnem cerca de 200 espécies em nove gêneros no hemisfério ocidental (Corimelaeninae) e três no hemisfério oriental (Thyreocorinae). Em Grazia *et al.* (2008), é sugerida a relação de parentesco entre Parastrachiinae (tratada até então como subfamília de Cydnidae) e Corimelaenidae. De pequenos a médios, têm coloração escura, com escutelo desenvolvido, convexo, recobrindo a maior parte da asa anterior, esta com exocório amarelado. Asa posterior com lobo jugal perfurado. Tíbias com cerdas e numerosos espinhos em toda extensão. Antena com cinco artículos e tarsos trímeros. Chaves para gêneros, subgêneros e espécies em McAtee & Malloch (1933). *Galgupha* Amyot & Serville é o mais diverso, com 15 subgêneros e 148 espécies. No Brasil,

estão representados 10 subgêneros, que incluem 73 espécies. Ocorrem ainda *Cydnoides* Malloch (duas espécies), *Alkindus* Distant (uma), *Amyssonotum* Horvath, monotípico, com *A. rastratum* Stål, *Pericrepis* Horvath (uma) e *Allocoris* McAtee & Malloch (três).

LYGAEOIDEA

Incluem 15 famílias (Henry 1997a). Sua monofilia é sustentada pelas sinapomorfias: venação da membrana do hemiélitro reduzida ou simples, não formando células basais; fêmures espessos nos grupos basais, caráter que é perdido pelo clado formado pelos ligeíneos, isquinorrinquíneos e orsilíneos; tubérculos na base das tricobótrias.

98. Berytidae (=Neididae). São alongados, estreitos e delicados, com pernas e antenas longas e filiformes. Coloração amarelada ou avermelhada e alguns espinhos e outras ornamentações no corpo. Variam entre 2,5 e 11 mm de comprimento. São geralmente fitófagos, vivendo sobre plantas, sendo que algumas espécies preferem plantas com pilosidade glandular, que produz uma substância adesiva. Algumas espécies são predadoras ocasionais e outras vivem no solo. Cabeça subesférica, frequentemente com o clípeo projetado anteriormente. Antena inserida acima da linha média dos olhos; tubérculos anteníferos pequenos; distiflagelo curto e intumescido. Parte distal dos fêmures intumescidos. Peritrema ostiolar da glândula odorífera desenvolvido, geralmente formando um espinho, que pode projetar-se além do contorno do corpo, em vista dorsal. Hemiélitro com cório parcialmente esclerosado. Espiráculos abdominais dorsais. Adultos normalmente com três tricobótrias no esterno abdominal III. Berytidae tem sido considerada, por muitos autores, como parte de um grupo chamado "Malcid-line", muito próxima de Colobathristidae, Malcidae e Cyminae (Lygaeidae). Henry (1997b), em sua análise cladística de Pentatomomorpha, sustenta essa posição e propõe uma nova classificação para Lygaeoidea. Está dividida em três subfamílias, Berytinae, Gampsocorinae e Metacanthinae, com 36 gêneros e 168 espécies. Gampsocorinae está representada no Brasil por *Gampsocoris* Fuss (três espécies), *Hoplinus* Stål (duas), *Metajalysus* Stusak (uma), *Parajalysus* Distant (sete), *Phaconotus* Harris (três) e *Xenoloma* Harris (duas). Metacanthinae por *Jalysus* Stål (quatro espécies) e *Metacanthus* Costa (uma). Não existem trabalhos que abordem especificamente a fauna brasileira, Froeschner (1981) apresentou uma chave para os gêneros sul-americanos. Henry (1997a) fez uma revisão dos beritídeos, particularmente os sul-americanos, com uma análise cladística dos gêneros, Henry e Froeschner (1998) fizeram um catálogo da fauna mundial.

99. Colobathristidae. Possuem o corpo alongado e estreito, variando de 6 a 20 mm de comprimento, e densamente pontuado. Pernas longas e delicadas. Antena longa e filiforme. As espécies com hábitos conhecidos alimentam-se de capim (Poaceae). Várias espécies parecem com formigas, especialmente em *Trichocentrus* Horvath. Está bem representada na região Neotropical e Oriental, sem registros para a África (Schuh & Slater 1995). Olho globoso com pequena área de conexão com a cabeça. Antena longa, com quatro artículos, inserida acima da linha média do olho, tubérculo antenífero pouco desenvolvido. Parte distal do escutelo estreita, às vezes com um espinho bem desenvolvido. Hemiélitro estreito, cório parcialmente esclerosado e transparente ou translúcido, normalmente com uma célula triangular distal; clavo normalmente sobreposto; comissura claval ausente. Membrana do hemiélitro com veias reduzidas ou ausentes. Abdômen com constrição basal. Espiráculos nos segmentos II a IV, dorsais, e V a VII, ventrais. Štys (1966) considerou este táxon parte da "Malcid-line" e fez comentários sobre sua estrutura intrafamíliar. Henry (1997b) corroborou da ideia da "Malcid-line"e sua análise cladística apoiou o monofiletismo de Colobathristidae + Berytidae, e destes com os demais "malcídeos". Está dividida em duas subfamílias, Dayakiellinae e Colobathristinae, contendo 23 gêneros e 83 espécies (Schuh & Slater 1995). Atualmente existem 13 gêneros e 37 espécies para a região Neotropical, todos pertencentes à subfamília Colobathristinae. Para o Brasil, são registrados *Colobasiastes* Breddin (uma espécie), *Colobathristes* Burmeister (quatro), *Peruda* Distant (uma), *Trichocentrus* Horvath (duas), *Carvalhoia* Kormilev (uma), *Neocolobathristes* Kormilev (duas), *Diascopoea* Horvath (uma) e *Parathristes* Carvalho & Henry (uma). Para a fauna brasileira, os trabalhos básicos são os de Kormilev (1951) e as chaves para gêneros de Froeschner (1981) e Carvalho & Costa (1989).

100. Lygaeidae. São conhecidos vulgarmente como percevejos-das-sementes, por se alimentarem usualmente de sementes maduras. São extremamente variáveis na forma. Variam de 1,2 a 12 mm de comprimento. Muitas espécies são castanhas a ferrugíneas, porém outras são vermelhas, alaranjadas, amarelas e negras (frequentemente aposemáticas). Ocelos presentes, exceto nas formas braquípteras. Búcula bem desenvolvida. Antena situada atrás de uma linha transversal imaginária atravessando o meio dos olhos. Membrana dos hemiélitros com quatro a cinco veias longitudinais. Espiráculos abdominais com posição extremamente variável. A maioria tem estruturas estridulatórias no hemiélitro, na asa posterior, nos esternos abdominais, nos lados da cabeça e do protórax. Muitos são mirmecomórficos. Braquipteria, micropteria ou coleopteria também são encontradas com frequência. Além de alimentarem-se de sementes maduras, sugam seiva (Blissinae), são predadores (Geocorinae) ou hematófagos (alguns Rhyparochrominae). Os ligeídeos provavelmente são parafiléticos, com algumas subfamílias podendo ser relacionadas a membros de outras famílias, tais como Berytidae, Colobathristidae e Malcidae, o que torna difícil sua caracterização. Estudos vêm sendo feitos e a maioria dos táxons no nível de subfamília e tribo parece constituir grupos monofiléticos (Henry 1997b). Slater & O'Donnel (1995) catalogaram os ligeídeos do mundo, registrando 4.045 espécies em 651 gêneros e 15 subfamílias. No Brasil, foram registradas 120 espécies em 58 gêneros.

Chave para as subfamílias (de Baranovsky & Slater 2005)

1. Sutura entre os esternos abdominais IV e V curvadas em direção anterior, não atingindo as margens laterais do

abdômen. Cabeça geralmente com tricobótrias ..... **Rhyparochrominae**

— Sutura entre os esternos abdominais IV e V retilínea, atingindo as margens laterais do abdômen. Cabeça sem tricobótrias 2

2(1). Espiráculos abdominais dos segmentos II a VII localizados dorsalmente 3

— Pelo menos um par de espiráculos dos segmentos II a VII localizados ventralmente 5

3(2). Clavo pontuado. Bordo posterior do pronoto não deprimido lateralmente à base do escutelo ..... **Ischnorynchinae**

— Clavo sem pontuações. Bordo posterior do pronoto deprimido lateralmente à base do escutelo 4

4(3). Geralmente com coloração vermelha ou laranja. Margem apical do cório retilínea. Veia subcostal presente nas asas posteriores, as quais são destituídas das intervenais ..... **Lygaeinae**

— Geralmente com coloração escura, castanho-amarelada, nunca com manchas avermelhadas ou alaranjadas. Margem apical do cório sinuosa na metade interna. Veia subcostal ausente nas asas posteriores, as quais possuem intervenais .. **Orsillinae**

5(2). Espiráculos abdominais dos segmentos II a VI localizados dorsalmente; espiráculos do segmento VII, ventrais 6

— Espiráculos abdominais pelos menos dos segmentos VI e VII, ventrais 7

6(5). Hemiélitro grosseiramente pontuado ..... **Cyminae**

— Hemiélitro sem ou com raras pontuações ..... **Blissinae**

7(5). Espiráculos abdominais nos segmentos III e IV localizados dorsalmente 8

— Espiráculos abdominais nos segmentos III e IV localizados ventralmente 9

8(7). Esternos abdominais II a IV com suturas fusionadas e obliteradas; tricobótrias laterais ausentes nesses segmentos. Mirmecomórficos ..... **Pamphantinae**

— Esternos abdominais II a IV com suturas distintas e tricobótrias laterais presentes. Corpo geralmente curto e robusto, não mirmecomórfico ..... **Geocorinae**

9(7). Espiráculos abdominais do segmento II localizados dorsalmente ..... **Oxycareninae**

— Espiráculos abdominais do segmento II localizados ventralmente ..... **Pachygronthinae**

Caraterização das subfamílias mais importantes

Lygaeinae. De tamanho moderado a grande, muitas espécies são reconhecidas pelo padrão de coloração, com vermelho e negro, ou laranja e negro contrastando. Todos os espiráculos são dorsais. Hemiélitros sem pontuações. Membrana dos hemiélitros com uma célula distinta. Asas posteriores com hâmulos e veia subcostal. Está representada em todas as regiões biogeográficas, com 57 gêneros, dos quais 22 estão representados no hemisfério ocidental.

Blissinae. Alimentam-se diretamente do floema do tecido vegetal, com reconhecidas pragas agrícolas, como *Blissus leucopterus leucopterus* Say. São muito diversos e encontrados em todas as regiões zoogeográficas. Com espiráculos abdominais dorsais nos segmentos II a VI e ventrais no VII. Suturas abdominais retilíneas e completas, atingindo as margens laterais do abdômen. Hemiélitros sem pontuações. Margens laterais do pronoto convexas. Foi monografada por Slater (1979).

Geocorinae. São reconhecidos pelos olhos amplos, reniformes, que recobrem ou quase recobrem o ângulo ântero-lateral do pronoto. Corpo robusto, ovoide. Pronoto amplo, sem sulco transversal. Espiráculos dorsais nos segmentos abdominais II-IV e ventrais V-VII. As suturas entre os tergos abdominais IV-V e V-VI curvam-se bastante em direção posterior. A maioria das espécies total ou parcialmente com hábito predador. Muitas espécies de *Geocoris* Fallen foram estudadas como potenciais controladores biológicos, porém muitas parecem alimentar-se também de tecido vegetal, além de outros insetos. Compreende 13 gêneros e estão representados em todas as regiões biogeográficas.

Rhyparochrominae. São os mais numerosos e mais complexos dos ligeídeos. A maioria das espécies tem coloração sombria, misturando o castanho, amarelo, negro e branco. São característicos de solo, sendo encontrados no folhiço. Todos são sugadores de sementes, sendo que alguns sobem na vegetação herbácea para alimentar-se quando as sementes estão disponíveis. Muitas espécies são atraídas pela luz. A fauna da região Neotropical está incluída em quatro tribos, Myodochini, Lethaeini, Antillocorini e Ozophorini. Uma chave para identificação das tribos foi apresentada por Schuh & Slater (1995), que consideraram 15 tribos, das quais seis estão representadas na região Neotropical, Antillocorini, Lethaeini, Lilliputocorini, Myodochini, Azophorini e Plinthisini.

101. Piesmatidae. São pequenos, não ultrapassando 5 mm de comprimento, com asas e protórax reticulados, assemelhando-se aos tingídeos, com os quais eram reunidos em classificações mais antigas. Drake & Davis (1958) mostraram que essa semelhança é superficial, principalmente pela presença de tricobótrias e pela morfologia da genitália. Ocelos presentes. Placas mandibulares projetadas para frente. Escutelo exposto. São fitófagos e ocorrem em todas as regiões zoogeográficas. Compreende 37 espécies, distribuídas em quatro gêneros. *Piesma* Lepeletier & Serville é cosmopolita. Drake & Davis (1958) apresentaram chaves de identificação para os gêneros e para as espécies americanas. Não há informações sobre as espécies que ocorrem no Brasil.

PYRRHOCOROIDEA

Sua posição dentro de Pentatomomorpha ainda é incerta (Henry 1997b). Ambas suas famílias compartilham a coloração aposemática, a redução da abertura das glândulas metatorácicas e a ausência de ocelos.

102. Largidae. São de tamanho médio a grande (mais de 55 mm de comprimento), frequentemente vistosos, coloridos, e eram incluídos como subfamília Euryophtalminae na família Pyrrhocoridae. Corpo ovoide, oblongo ou alongado, com antenas e pernas curtas. Algumas espécies mirmecófilas. Ocelos

ausentes. Membrana dos hemiélitros com células basais e pelo menos sete veias longitudinais apicais. Fêmures anteriores usualmente finos ou levemente dilatados. São fitófagos, alimentando-se de sementes e extratos vegetais. Ocorre em todas as regiões zoogeográficas, sendo mais abundante e diversa nas áreas tropicais e subtropicais. Cerca de 60 espécies estão incluídas em sete gêneros, que foram descritos da América do Sul. Chave para identificação dos gêneros em Froeschner (1981). A fauna do Brasil é pouco estudada.

103. Pyrrhocoridae. São conhecidos vulgarmente como manchadores-de-algodão, frequentemente de coloração vermelha ou amarela e negra, e variam de 8 a 30 mm de comprimento. Assemelham-se a algumas espécies de Lygaeinae. Ocelos ausentes. Abertura das glândulas odoríferas reduzida. Membrana dos hemiélitros com duas células basais e sete ou oito veias longitudinais apicais. Alimentam-se principalmente de sementes e frutos, principalmente de Malvales. Com cerca de 30 gêneros e 300 espécies, ocorrem em todas as regiões biogeográficas, em áreas tropicais e subtropicais. *Dysdercus* Guérin Méneville, com distribuição mundial, é um dos mais diversos da família, com várias espécies constituindo-se em sérias pragas do algodão. Algumas de suas espécies foram estudadas pelo comportamento migratório e também por serem utilizadas como animais de laboratório. A revisão das espécies americanas do gênero inclui 15 espécies com distribuição no Brasil (van Doesburg 1968), dos quais treze espécies foram associadas a plantas (Silva *et al.* 1968). Schaefer (1998) adicionou detalhes na caracterização morfológica de várias espécies com ocorrência no país — *D. albofasciatus* Berg, *D. imitator* Blöte, *D. mimus* (Say) e *D. ruficollis* (L.) — inclusive ampliando sua distribuição.

COREOIDEA

Apesar de seu relativo tamanho grande e serem insetos vistosos, o estudo de suas relações tem sido negligenciado. Alydidae e Rhopalidae foram separadas de Coreidae. Na classificação proposta por Henry (1997b), a superfamília constitui um grupo monofilético e grupo-irmão de Pyrrhocoroidea.

104. Alydidae. São alongados e afilados, com cabeça avantajada, variando de 8 a 20 mm de comprimento, com muitas espécies mirmecomórficas, especialmente os imaturos. Antena dorsal, com o escapo não constrito na base. Ocelos presentes, não situados em elevações esclerosadas. Cório alongado ao longo da costa. Membrana do hemiélitro com numerosas veias longitudinais. Peritrema ostiolar bem desenvolvido. Tíbias não sulcadas. Com aproximadamente 250 espécies distribuídas em 32 gêneros, foram inicialmente tratados como subfamília de Coreidae. Está dividida em três subfamílias: Leptocorisinae, Alydinae e Micrelytrinae. Alydinae está representada no Brasil por *Apidaurus* Stål (duas espécies), *Hyalymenus* Stål (nove) e *Neomegalotomus* Schaffner e Schäffer (duas). Micrelytrinae por *Stenocoris* (cinco espécies), *Lyrnessus* (Guérin) (uma), *Nidamus* Stål (seis), *Trachelium* Herrich-Schäffer (sete). *Neomegalotomus* foi descrito para o Brasil para incluir as espécies *N. parvus* (Westwood) e *N. rufipes* (Westwood), importantes pragas da soja (Schaffner & Schaefer 1998). Chaves podem ser encontradas em Froeschner (1981) e Schaefer (2004).

105. Coreidae (Fig. 28.97). São percevejos fitófagos com grande variedade de formas e tamanhos. Variam entre 7 e 45 mm de comprimento, sendo que um corpo atarracado e forte é a condição mais comum. Muitas espécies têm expansões e dilatações nas pernas e antenas. Cabeça normalmente pequena em relação ao tamanho do corpo. Antena inserida acima da linha média do olho. Membrana do hemiélitro com muitas veias. Fêmures e tíbias posteriores normalmente robustos ou dilatados e com espinhos grandes. Espiráculos ventrais. Embora vários trabalhos tenham sido feitos em Coreidae (por exemplo, Schaefer 1964, 1965), sua classificação continua confusa. Schuh & Slater (1995) reconhecem quatro subfamílias, Agriopocorinae, Meropachydinae, Coreinae e Pseudophloeinae, contendo pelo menos 250 gêneros e mais de 1.800 espécies. Meropachydinae está representada no Brasil por cerca de 15 gêneros (mais de 30 espécies); Pseudophloeinae, por *Vilga* Stål (uma), e Coreinae por cerca de 80 gêneros (mais de 330 espécies). Catálogo do Novo mundo foi publicado por Packauskas (2010). O conhecimento para o Brasil é muito reduzido. Alguns trabalhos mais recentes sobre a fauna brasileira são de O'Shea (1980a,b), Brailovsky & Cadena (1992), Brailovsky (1995).

Chave para as subfamílias (adaptado de Schuh & Slater 1995).

1. Tíbia posterior com sua parte distal armada com um dente ou espinho ..... **Meropachydinae**

— Tíbia posterior sem dente ou espinho; se ocorrer um espinho, então a cabeça é grande, levemente mais curta e estreita que o tórax **2**

2(1). Cabeça com um sulco mediano após o olho. Tíbia sulcada na face externa. Hemiélitro sem a espora antevanal do cúbito ... . **Coreinae**

— Cabeça sem um sulco mediano após o olho. Tíbia não sulcada na face externa. Hemiélitro com a espora antevanal do cúbito ..... **Pseudophloeinae**

106. Rhopalidae (= Corizidae). Variam bastante na forma e coloração, a maioria das espécies escura e amarronzada ou acinzentada. Variam entre 4 a 15 mm comprimento. São fitófagos e ocorrem em grande número de indivíduos, devido principalmente ao comportamento gregário das ninfas. Não têm glândulas de cheiro funcionais, portanto não liberam nenhum tipo de mau cheiro. Schaefer & Chopra (1982) apresentaram uma lista das plantas hospedeiras. As tribos que compõem Rhopalidae têm padrões curiosos de distribuição geográfica e merecem investigação (para maiores detalhes, ver Schuh & Slater 1995). O clípeo ultrapassa as jugas. Ocelos colocados sobre pequenos tubérculos. Antena sem dilatações; escapo com uma constrição basal. Hemiélitro frequentemente com grande parte do cório hialino; membrana com várias veias. Vários autores usaram "Corizida" e Corizidae, sendo este último muito usado na literatura para referir-se aos ropalídeos. Schaefer & Chopra (1982) apresentaram uma análise cladística ao nível

de tribo. Está dividida em duas subfamílias, Rhopalinae e Serinethinae, contendo 18 gêneros e cerca de 210 espécies. Rhopalinae está representada no Brasil por *Niesthrea* Spinola (seis espécies), *Liorhyssus* Stål (uma), *Harmostes* Burmeister (oito) e *Xenogenus* Berg (duas). Serinethinae por *Jadera* Stål (nove). O catálogo de Göllner-Scheiding (1983), além da classificação, traz toda a literatura correspondente, sendo, portanto, a fonte básica de dados para o grupo.

Chave para as subfamílias (adaptado de Schuh & Slater 1995).

1. Margem lateral do pronoto reta ou levemente sinuosa, sem sulco distinto imediatamente atrás do colar ... **Rhopalinae**

— Margem lateral do pronoto com um sulco distinto atrás do colar ..... **Serinethinae**

Agradecimentos. Aos Dr. J. Polhemus (Colorado Entomological Institute, Englewood, Estados Unidos), Dr. P. Štys (Departament of Zoology, Charles University, Praga, República Checa), Dr. Thomas Henry (National Museum of Natural History, Washington, Estados Unidos) e Dr. P. S. F. Ferreira (Universidade Federal de Viçosa, MG), pelo envio de literatura e informações; ao Dr. Hélcio Gil-Santana, pelas importantes contribuições à família Reduviidae. Ao Jorge Luiz C. Bernardes, pelo desenho de Dinidoridae e ao Augusto Ferrari, pelas inúmeras ilustrações e preparação final das figuras.

Referências bibliográficas

Andersen, N.M. 1977. A new and primitive genus and species of Hydrometridae (Hemiptera, Gerromorpha) with a cladistic analysis of relationships within the family. **Entomologica Scandinavica** 8: 301-316.

Andersen, N.M. 1981. Semiaquatic bugs: phylogeny and classification of the Hebridae (Heteroptera: Gerromorpha) with revisions of *Timasius*, *Neotimasius* and *Hyrcanus*. **Systematic Entomology** 6: 377-412.

Andersen, N.M. 1982. **The Semiaquatic Bugs (Hemiptera, Gerromorpha): Phylogeny, Adaptations, Biogeography, and Classification.** Entomonograph 13. Klampenborg, Denmark, Scandinavian Science Press. 455 p.

Andersen, N.M. & J.T. Polhemus 1980. Four new genera of Mesoveliidae (Hemiptera, Gerromorpha) and the phylogeny and classification of the family. **Entomologica Scandinavica** 11: 369-392.

Barcellos, A. & J. Grazia 2003. Revision of *Brachystethus* (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). **Iheringia, Série Zoologia** 93(4): 413-446.

Barth, R. 1958. Métodos usados em micro-anatomia e histologia entomológica. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 56: 453-471.

Becker, M. 1967. Estudos sobre a subfamília Scaptocorinae na região Neotropical (Hemiptera: Cydnidae). **Arquivos de Zoologia** 15(4): 291-325.

Ben-Dov, Y.; D.R. Miller & G.A.P. Gibson 2011. **SCALENET: Classification.** Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/scalenet/scalenet.htm>. Acesso: 20/jul/2011.

Bérenger, J-M. & H. Gil-Santana 2005. Nouveau genre et nouvelles espèces d'Ectrichodiinae d'Amérique du Sud (Heteroptera, Reduviidae). **Bulletin de la Société entomologique de France** 11 (4/5): 509-516.

Bourgoin, T.; J.D. Steffen-Campbell & B.C. Campbell 1997. Molecular phylogeny of Fulgoromorpha (Insecta, Hemiptera, Archaeorrhyncha), the enigmatic Tettigometridae: evolutionary affiliations and historical biogeography. **Cladistics** 13: 207–224.

Brailovsky, H. 1995. Revisión del complejo "*Cebrenis*" (Hemiptera-Heteroptera-Coreidae-Coreinae-Coreini). **Publicaciones Especiales del Instituto de Biologia** 15: 1-123.

Brailovsky, H. & A. Cadena 1992. Revisión del género *Zicca* (Hemiptera-Heteroptera-Coreidae-Coreinae-Coreini). **Publicaciones Especiales del Instituto de Biologia** 9: 1-101.

Broomfield, P.S. 1985. Taxonomy of Neotropical Derbidae in the new tribe Mysidiini (Homoptera). **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology Series** 50: 1-152.

Brown, R.G. & I.D. Hodkinson 1988. Taxonomy and ecology of the jumping plant-lice of Panama (Homoptera: Psylloidea). **Entomonograph** 9: 1-304.

Burckhardt, D. & M. Guajara 2000. *Euphalerus clitoriae* sp. n., a new psyllid species from *Clitoria fairchildiana* (Fabaceae, Papilionoideae), and notes on other *Euphalerus* spp. (Hemiptera, Psylloidea). **Revue Suisse de Zoologie** 107(2): 325-334.

Cai, W. & S.J. Taylor 2006. *Lentireduvius*, a new genus of Peiratinae from Brazil, with a key to the New World genera (Hemiptera: Reduviidae). **Zootaxa** 1360: 51-60.

Campbell, B.C.; J.D. Steffen-Campbell; J.T. Sorensen & R.J. Gill 1995. Paraphyly of Homoptera and Auchenorrhyncha inferred from 18S rDNA sequences. **Systematic Entomology** 20: 175-194.

Campos, L.A. & J. Grazia 2006. Análise Cladística e Biogeografia de Ochlerini Rolston (Heteroptera: Pentatomidae). **Iheringia, Série Zoologia** 96(2): 147-163.

Carayon, J. 1972. Caractères sistématiques et classification des Anthocoridae (Hemipt.). **Annales de la Societé Entomologique de France, n. s.** 8: 309-349.

Carayon, J. 1974. Etude sur les Hémiptères Plokiophilidae. **Annales de la Societé Entomologique de France, n. s.** 10: 409-525.

Carayon, J. & A. Villiers 1968. Etude sur les Hémiptères Pachynomidae. **Annales de la Societé Entomologique de France, n. s.** 4: 703-739.

Carcavallo, R.U; I.G. Girón; J. Jurberg & H. Lent (org.) 1998a. **Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas/Atlas of Chagas'Disease in the Americas. Vol. I.** Editora da Fiocruz, Rio de Janeiro, p. 1-393.

Carcavallo, R.U; I.G. Girón; J. Jurberg & H. Lent (org.) 1998b. **Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas/Atlas of Chagas'Disease in the Americas. Vol. II.** Editora da Fiocruz, Rio de Janeiro, p. 394-733.

Carcavallo, R.U; I.G. Girón; J. Jurberg & H. Lent (org.) 1999. **Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas/Atlas of Chagas'Disease in the Americas. Vol. III.** Editora da Fiocruz, Rio de Janeiro, p. 734-1217.

Carpintero, D. J. & J. Maldonado Capriles 1996. Diagnostic characters and key to the genera of American Ectrichodiinae (Heteroptera, Reduviidae). **Caribbean Journal of Science** 32(2) : 125-141.

Carvalho, J.C.M. & L.A.A. Costa 1989. Chave para identificação dos gêneros neotrópicos da família Colobathristidae (Hemiptera). **Revista Brasileira de Biologia** 49(1): 271-277.

Carvalho, J.C.M. & L.A.A. Costa 1997. Chaves taxonômicas de subfamílias e tribos de Miridae Hahn, 1831 do Mundo (Insecta, Heteroptera). **Arquivos do Museu Nacional 57**: 1-49.

Carver, M.; G.F. Gross & T.E. Woodward 1991. Hemiptera (Bugs, leafhoppers, cicadas, aphids, scale insects etc.), p. 429-509. *In*: CSIRO (ed.). **The Insects of Australia. A textbook for students and research workers**. Ithaca, Melbourne,

Melbourne Univ. Press Vol. I. 542 p.

Cassino, P.C.R. & F.N. Nascimento 1999. Aleirodídeos (Homoptera: Aleyrodidae) em plantas cítricas no Brasil: distribuição e identificação. **Anais Sociedade Entomológica do Brasil** 28 (1): 75-83.

Cassis, G. & L. Vanags 2006. **Jewel Bugs of Australia (Insecta, Heteroptera, Scutelleridae)**. *In*: W. Rabisth (ed.), Hug the bug – for love of true bugs. Festschrift zum 70. Geburtstag von Ernst Heiss. **Denisia** 19: 275-398.

Ceotto, P.C. & T. Bourgoin 2008. Insights into the phylogenetic relationships within Cixiidae (Hemiptera: Fulgoromorpha): cladistic analysis of a morphological data set. **Systematic Entomology** 33: 484-500.

Ceotto, P.C.; G. J. Kergoat; J.Y. Rasplus & T. Bourgoin 2008. Molecular phylogenetics of cixiid planthoppers (Hemiptera: Fulgoromorpha): New insights from combined analyses of mitochondrial and nuclear genes. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 48: 667-678.

China, W.E. & R.L. Usinger 1949. Classification of the Veliidae (Hemiptera) with a new genus from South Africa. **Annals and Magazine of Natural History**, ser. 12, 2: 343-354.

Claps, L.E. & V.R.S. Wolff 2003. Cochinillas Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) frecuentes em plantas de importancia económica de la Argentina y Brasil. **Revista de La Sociedad Entomológica Argentina** 3: 1-59.

Claridge, M.F. 1985. Acoustic behavior of leafhoppers and planthoppers: species problems and speciation, p. 103-125. *In*: L.R. Nault & J.G. Rodriguez (Ed.). **The leafhoppers and Planthoppers**. John Wiley & Sons. New York, NY, 500 p.

Cobben, R.H. 1978. **Evolutionary Trends in Heteroptera. Part 2. Mouthpart-structures and Feeding Strategies**. Wageningen, Netherlands, Meddedlingen Landbouwhogeschool 78-5, H. Veeman. 407 p.

Cook, L.G.; P.J. Gullan & H.E. Trueman 2002. A preliminary phylogeny of the scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) based on nuclear small-subunit ribosomal DNA. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 25: 43-52.

Coscarón, M.C. 1989a. A cladistic analysis of the genus *Eidmannia* Taeuber (Heteroptera, Reduviidae, Peiratinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 33(1): 7-15.

Coscarón, M.C. 1989b. A phenetic study of the genus *Rasahus* Amyot & Serville (Heteroptera, Reduviidae. **Entomologica Fennica** 1: 131-144.

Coscarón, M.C. 1994. Systematics and phylogenetic analysis of *Thymbreus* Stål (Heteroptera: Reduviidae: Peiratinae). **Zoologische Meddedlingen** 68: 221-230.

Coscarón, M.C. & M.C. Melo 2003. Revision of the subfamily Bactrodinae (Heteroptera, Reduviidae) with a phylogenetic analysis of *Bactrodes*. **Zootaxa** 304: 1-15.

Costa, C.L.; V.F. Eastop & R.L. Blackman 1993a. Brazilian Aphidoidea: I. Key to families, subfamilies and account of the Phylloxeridae. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 28(2): 197-215.

Costa, C.L.; V.F. Eastop & R.L. Blackman 1993b. Brazilian Aphidoidea: II. Accounts of the Lachininae, Chaitophorinae, Greenideinae, Anoeciinae and Hormaphidinae. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 28(3): 269-280.

Costa, J.; A.M. Argolo & M. Felix 2006. Redescription of *Triatoma melanica* Neiva & Lent, 1941, new status (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Zootaxa** 1385: 47-52.

Costa Lima, A.M. da 1935. Gênero *Microtomus* Illiger, 1807 (Reduviidae: Microtominae). **Anais da Academia Brasileira de Sciencias** 7: 315-323.

Costa Lima, A.M. da 1940a. Sobre as espécies de *Spiniger* (Hemiptera: Reduviidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 35(1): 1-123.

Costa Lima, A.M. da 1940b. **Insetos do Brasil. Hemipteros**. Rio de Janeiro, Imprensa Nacional. Tomo 2, 351 p.

Costa Lima, A.M. da 1942. **Insetos do Brasil. Homópteros**. Rio de Janeiro, Imprensa Nacional. Tomo 3, 327 p.

Costa Lima, A. M. da; C.A.C. Seabra & C.R. Hathaway 1951. Estudo dos Apiomeros. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 49: 273-442.

Cryan, J.R. 2005. Molecular phylogeny of Cicadomorpha (Insecta: Hemiptera: Cicadoidea, Cer- copoidea and Membracoidea): adding evidence to the controversy. **Systematic Entomology** 30: 563-574.

Cryan, J.R.; B.M. Wiegmann; L.L. Deitz; C.H. Dietrich & M.F. Whiting 2004. Treehopper trees: phylogeny of Membracidae (Hemiptera: Cicadomorpha: Membracoidea) based on molecules and morphology. **Systematic Entomology** 29: 441-454.

Davis, N.T. 1969. Contribution to the morphology and phylogeny of the Reduvioidea. Part IV. The harpactoroid complex. **Annals of Entomological Society of America** 62: 74-94.

De Carlo, J.A. 1951. Nepidos de America (Hemiptera-Nepidae). **Revista del Instituto Investigaciones Cientificas y Naturales** 1(9): 385-421.

De Carlo, J.A. 1973. Clave de las espécies americanas descriptas del género *Ranatra* Fabricius (Hemiptera, Ranatridae, Ranatrinae). Revista de la Sociedad Entomologica Argentina 43: 177-185.

Deitz, L.L. & C.H. Dietrich 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). I. Introduction and revised classification with new family-group taxa. **Systematic Entomology** 18: 287-296.

Deitz, L.L.; P.A. Alvarez; C.R. Bartlett; J.R. Cryan; C.H. Dietrich & R.A. Rakitov 2008. **Suborder Auchenorrhyncha (Cicadas, Leafhoppers, Planthoppers, Spittlebugs, and Treehoppers).** Disponível em: <http://www.lib.ncsu.edu/specialcollections/digital/metcalf/auchenorrhyncha.html>. Acesso: 19/out/2009.

Delabie, J.H.C. 2001. Trofobioses entre Formicidae e Hemiptera (Sternorrhyncha e Auchenorrhyncha): uma visão geral. **Neotropical Entomology** 30: 5001-516.

Dietrich, C.H. 2005. Key to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemíptera, Auchenorrhyncha). **Florida Entomologist** 88: 502-517.

Dietrich, C.H. & L.L. Deitz 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). II. Cladistic analysis and conclusions. **Systematic Entomology** 18: 297-311.

Dietrich, C.H., S.H. McKamey & L.L. Deitz 2001a. Morphology-based phylogeny of the treehopper family Membracidae (Hemiptera: Cicadomorpha: Membracoidea). **Systematic Entomology** 26: 213-239.

Dietrich, C.H.; R.A. Rakitov; J.L. Holmes & W.C. Black, IV 2001b. Phylogeny of the major lineages of Membracoidea (Insecta: Hemiptera: Cicadomorpha) based on 28S rDNA sequences. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 18: 293-305.

Dmitriev, D.A. 2006. **3I Interactive Keys and Taxonomic Databases.** Disponível em: <http://ctap.inhs.uiuc.edu/dmitriev>. Acesso: 05/fev/2007.

Dolling, W.R. 1981. A rationalized classification of the burrower bugs (Cydnidae). **Systematic Entomology** 6: 61-76.

Dolling, W.R. 1984. Pentatomid bugs (Hemiptera) that transmit a flagellate disease of cultivated palms in South America. **Bulletin of Entomological Research** 74:473-476.

Drake, C.J. & J.A. Slater 1957. The phylogeny and systematics of the family Thaumastocoridae (Hemiptera: Heteroptera). **Annals of Entomological Society of America** 50: 353-370.

Drake, C.J. & H.C. Chapman 1958. New Neotropical Hebridae, including a catalogue of the American species (Hemiptera). **Journal of Washington Academy Sciences** 48: 317-326.

Drake, C.J. & N.T. Davis 1958. The morphology and systematics of the Piesmatidae (Hemiptera), with keys to world genera

and American species. **Annals of Entomological Society of America** 51: 567-581.

Drake, C.J. & F.A. Ruhoff 1965. **Lacebugs of the world: a catalog**. Washington, Smithsonian Institution, United States National Museum Bulletin, 243, 634 p.

Durai, P.S.S. 1987. A revision of the Dinidoridae of the world (Heteroptera: Pentatomoidea). **Oriental Insects** 21: 163-360.

Eger, J.E. Jr. & J.D. Lattin 1995. Generic placement and synonymy of some New World Scutelleridae (Hemiptera: Heteroptera) in the British Museum (Natural History). **Journal of New York Entomological Society** 103(4): 412-420.

Emel'yanov, A.F. 1999. Notes on delimitation of families of the Issidae group with description of a new species of Caliscelidae belonging to a new genus and tribe (Homoptera, Fulgoroidea). **Zoosystematica Rossica** 8(1): 61-72.

Emel'yanov, A.F. 2003. A contribution to the classification and phylogeny of the family Cixiidae (Hemiptera, Fulgoromorpha): a review. **Denisia** 4: 103-112.

Emsley, M.G. 1969. The Schizopteridae (Hemiptera: Heteroptera) with the description of new species from Trinidad. **Memoirs of the American Entomological Society** 25: 1-154.

Fennah, R.G. 1946. A synopsis of the Achilixiidae of the New World (Homoptera: Fulgoroidea). **Annals and Magazine of Natural History** 11: 183-191.

Fennah, R.G. 1950. A generic revision of the Achilidae (Homptera, Fulgoroidea) with descritpions of new species. **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology Series** 1: 1-169.

Fennah, R.G. 1947. Notes on Neotropical Dictyopharidae and synonymy in two other groups. **Smithsonian Miscelleous Collections** 107: 1-15.

Fennah, R.G. 1952. On the generic classification of the Derbidae (Fulgoroidea) with descriptions of new neotropical species. **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 103: 109-170.

Fennah, R.G. 1980. New or little-known Neotropical Kinnaridae (Homoptera: Fulgoroidea). **Proceedings of the Biological Society of Washington** 93: 674-696.

Fennah, R.G. 1984. Revisionary notes on the classification Nogodinidae (Homoptera: Fulgoridae), with descriptions of a new genus and a new species. **Entomologists Monthly Magazine** 120: 81-86.

Fernandes, J.A.M. 2010. A new genus and species of Edessinae from Amazon Region (Hemiptera: Heteroptera: Pentatomidae). **Zootaxa** 2662: 53-65.

Fernandes, J.A.M. & J. Grazia 2006. Revisão do gênero *Antiteuchus* Dallas, 1851 (Heteroptera, Pentatomidae, Discocephalinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 50(2): 165-231.

Fischer, C. 1994. Phylogenetisch-systematische Analyse der Acanthosomatidae (Heteroptera, Pentatomoidea). **Verhandlungen Deutsches Zoologisches Gesellschaft** 87: 220.

FLOW 2006. **Fulgoromorpha Listed On the Web.** Version 7, Last update 16.11.2006. Disponível em: <http://flow.snv.jussieu.fr/cgi-bin/entomosite.pl>. Acesso: 05/fev/2007.

Foldi, I. 1995. A taxonomic revision of *Limacoccus* Bondar with a cladistic analysis of its relationships with other scale insects (Hemiptera: Coccoidea). **Systematic Entomology** 20: 265-288.

Foldi, I. 2006. Ground pearls: a generic revision of the Margarodidae *sensu stricto* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea). **Annales de la Société Entomologique de France** (N.S.) 40: 81-125.

Forero. D. 2004. Diagnosis de los gêneros neotropicales de la família Reduviidae (Hemiptera: Heteroptera), y su distribución en Colombia (excepto Harpactorinae), p. 129-185. *In* Fernández C., F., Gonzalo Andrade C., M. & Amat G., G.D. (eds.). **Insetos de Colombia.** Volumen Tres. Bogotá, Universidad Nacional de Colombia, 604 p.

Forero, D. 2008. The systematics of the Hemiptera. [illegible] **Colombiana de Entomologia** 34(1): 1-21.

Forero, D.; H.R. Gil-Santana & P.H. van Doesburg 2008. Redes[illegible] of the Neotropical genus *Aristathlus* (Heteroptera, Re[illegible] Harpactorinae), p.85-103. In Grozeva, S. & N. Sint[illegible] **Advances in Heteroptera Research.** Sofia-Moscow. [illegible] Publishers, 419 p.

Fortes, N.D.F. de & J. Grazia 2005. Revisão e análise clad[illegible] *Serdia* Stål (Heteroptera, Pentatomidae, Pentatomini [illegible] **Brasileira de Entomologia** 49(3): 294-339.

Frey-da-Silva, A.; J. Grazia & J.A.M. Fernandes 2002. [illegible] do gênero *Paramecocephala* Benvegnú, 1968 (Hete[illegible] Pentatomidae). **Revista Brasileira de Entomologia** [illegible] 209-225.

Froeschner, R.C. 1960. Cydnidae of the Western Hem[illegible] **Proceedings of United States National Museum** 111: [illegible]

Froeschner, R.C. 1981. Heteroptera or true bugs of Equador [illegible] catalog. **Smithsoniam Contributions to Zoology** 32[illegible]

Froeschner, R.C. & N.A. Kormilev 1989. Phymatidae or [illegible] bugs of the World: a synonymic list with keys to specie[illegible] *Lophoscutus* and *Phymata* (Hemiptera). **Entomogra[illegible]** 1-76.

Gallo, D.; O. Nakano; S. Silveira Neto; R.P.L. Carval[illegible] Baptista; E. Berti Filho; J.R.P. Parra; R.A. Zucchi; S.B[illegible] J.D. Vendramim; L.C. Marchini; J.R.S. Lopes & C[illegible] 2002. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba, Fundação de [illegible] Agrários Luiz de Queiroz, Biblioteca de Ciências Agrá[illegible] de Queiroz, v. 10, XVI + 920 p.

Galvão, C.; R. Carcavallo; D.S. Rocha & J. Jurberg 2003. A [illegible] of the current valid species of the subfamily Tri[illegible] Jeannel, 1919 (Hemiptera, Reduviidae) and their geo[illegible] distribution, with nomenclatural and taxonomic notes. Z[illegible] 202: 1-36.

Garcia, E.S.; P. Azambuja & J.C.P. Dias 2000. Tri[illegible] (Reduviidae), p. 539-551. *In*: C. Schaefer & A. R[illegible] (eds.). **Heteroptera of Economic Importance**. Boc[illegible] Florida, CRC Press LLC, vii + 828 p.

Giacchi, J.C. 1984. Revisión de los stenopodainos ameri[illegible] Las especies americanas del género *Oncocephalus* K[illegible] (Heteroptera, Reduviidae). **Physis C** 42: 39-62.

Giacchi, J. 1985. Revisión de los stenopodainos am[illegible] VII. Redescripción de los géneros *Pnirontis* St[illegible] *Ctenotrachelus* Stål 1868, *Ocrioessa* Bergroth [illegible] *Kodormus* Barber 1930 (Heteroptera, Reduviidae) P[illegible] 43: 61-70.

Giacchi, J.C. & M.C. Coscarón 1989. Revision de la su[illegible] Microtominae (Hemiptera, Reduviidae). IV. *Microto*[illegible] (Spinola, 1852) y *M. pessoai* Lent & Juarez, 1956 (Hete[illegible] Reduviidae). **Physis C** 47: 67-71.

Gil-Santana, H.R. 2007. New records of Reduviidae (He[illegible] Heteroptera) from Brazil. **Zootaxa** 1390: 59-68.

Gil-Santana, H.R. & J. Alencar 2001. Sobre o gênero *Ves*[illegible] 1865, com *Eurylochus* Torre-Bueno, 1914, como s[illegible] novo e chaves para identificação (Hemiptera, Re[illegible] Sphaeridopinae). **Entomología y Vectores** 8(1): 95-10[illegible]

Gil-Santana, H.R. & A. Coletto-Silva 2005 - *Berengeria ra*[illegible] nov., sp. nov. de Reduviinae da Reserva Ducke, Es[illegible] Amazonas, Brasil (Hemiptera-Heteroptera, Reduviid[illegible] **Amazonica** 35(2): 297-300.

Gil-Santana, H.R. & O.M. Marques 2005. Primeiro registro [illegible] *apicalis* Osborn & Drake para o Brasil e *Pseudosai*[illegible] (Barber), com notas taxonômicas e chave para os gê[illegible] Saicinae do Brasil (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Br[illegible] de Zoologia** 22 (2): 405-409.

Gil-Santana, H.R. & P. Milano 2007. Descrição de *Apiomerus costai* sp. nov. do Mato Grosso, com notas taxonômicas sobre *Apiomerus* Hahn (Hemiptera, Heteroptera: Reduviidae, Harpactorinae, Apiomerini). **Neotropical Entomology** 36 (2): 314-316.

Gil-Santana, H.R.; O.M. Marques & L.A.A. Costa 2006. *Caprilesia almirantiana* gen. nov. and sp. nov. of Saicinae from Brazil (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 23(2): 392-394.

Gil-Santana, H.R.; L.A.A. Costa & O.M. Marques 2007. Sinopse dos Chryxinae (Hemiptera, Reduviidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 24(1): 77-83.

Göllner-Scheiding, U. 1983. General-Katalog der Familie Rhopalidae (Heteroptera). **Mitteilung Zoologisches Museum Berlin** 59(1): 37-189.

Granara de Willink, M.C. 1990. **Conociendo nuestra fauna I. Superfamília Coccoidea (Homoptera: Sternorrhyncha).** San Miguel de Tucumán, Universidad Nacional de Tucumán, 43 p.

Granara de Willink, M.C. 1995. **Conociendo nuestra fauna VII. Famílias Asterolecaniidae, Lecanodiaspididae, Cerococcidae y Eriococcidae (Homptera: Coccoidea).** San Miguel de Tucumán, Universidad Nacional de Tucumán, 32 p.

Granara de Willink, M.C. 1999. **Las Cochinillas Blandas de la República Argentina (Homoptera: Coccoidea: Coccidae).** Gainesville, Associated Publishers 183 p.

Grazia, J. 1997. Cladistic analysis of the *Evoplitus* genus group of Pentatomini (Heteroptera: Pentatomidae). **Journal of Comparative Biology** 2(1): 43-48.

Grazia, J.; M. Becker & D.B. Thomas 1995. A review of the genus *Pseudevoplitus* Ruckes (Heteroptera: Pentatomidae), with the description of three new species. **Journal o f the New York Entomological Society** 102(4) (1994): 442-455.

Grazia, J.; J.A.M. Fernandes & C.F. Schwertner 1999. *Stysiana*, a new genus and four new species of Pentatomini (Heteroptera: Pentatomidae) of the Neotropical region. **Acta Societas Zoologicae Bohemicae** 63(1-2): 71-83.

Grazia, J.; R.T. Schuh & W.C. Wheeler 2008. Phylogenetic relationships of family groups in Pentatomoidea based on morphology and DNA sequences (Insecta: Heteroptera). **Cladistics** 24: 1-45.

Grimaldi, D.A. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects**. New York, Cambridge University Press, 755 p.

Guilbert, E. 2003. Habitat use and maternal care of *Phloea subquadrata* (Hemiptera: Phloeidae) in the Brazilian Atlantic Forest (Espírito Santo). **European Journal of Entomology** 100(1): 61-63.

Gullan, P.J. & J.H. Martins 2003. Sternorrhyncha (jumping plant-lice, whiteflies, aphids and scale insects), p.1079-1089. *In* V. Resh and R. Cardé (eds), **Encyclopedia of Insects.** Academic Press Amsterdam, 1266 p.

Gullan, P.J. & L.G. Cook 2007. Phylogeny and higher classification of the scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea), p. 413-425. *In:* Zhang, Z.-Q. & Shear, W.A. (Eds) (2007) Linnaeus Tercentenery: Progress in Invertebrate Taxonimy. **Zootaxa** 1668: 1-766.

Hamilton, K.G.A. 1981. Morphology and evolution of the Rhynchotan head (Insecta: Hemiptera, Homoptera). **The Canadian Entomologist** 113(11): 953-974.

Hamilton, K.G.A. 2001. A new family of froghoppers from the American tropics (Hemiptera: Cercopoidea: Epipygidae). **Biodiversity** 2(3): 15-21.

Harris, H.M. 1930. Notes on some South American Nabidae, with descriptions of new species (Hemiptera). **Annals of the Carnegie Museum** 19: 241-248.

Harris, H.M. 1931. Nabidae from the state of Paraná. **Annales Musei Zoologici Polonici** 9: 179-185.

Harris, H.M. 1939. Miscelánea sobre Nabidae subamericanos (Hemiptera). **Notas del Museo de La Plata** 4: 367-377.

Hennig, W. 1981. **Insect Phylogeny**. New York, Wiley & Sons, 514 p.

Henry, T.J. 1997a. Cladistic analysis and revision of the stilt bug genera of the world (Heteroptera: Berytidae). **Contributions to the American Entomological Institute** 9(1): 1-100.

Henry, T.J. 1997b. Phylogenetic analysis of family groups within the infraorder Pentatomorpha (Hemiptera: Heteroptera), with emphasis on the Lygaeoidea. **Annals of the Entomological Society of America** 90(3): 275-301.

Henry, T.J. & R.C. Froeschner 1998. Catalog of the stilt bugs, or Berytidae, of the world (Insecta: Hemiptera: Heteroptera). **Contributions to the American Entomological Institute** 30(4): 1-72.

Hodgson, C.J. 1994. **The Scale Insect Family Coccidae: An Identification Manual to Genera**. Wallingford, Cab International, 639 p.

Hodgson, C.J. & I. Foldi 2006. A review of the Margarodidae sensu Morrison (Hemiptera: Coccoidea) and some related taxa based on the morphology of adult males. **Zootaxa** 1263: 1-250.

Hodgson, C.J.; S.J.M.R. Gonçalves; D.R. Miller & R.M.S. Isaias 2004. A key to genera of Eriococcidae (Hemiptera, Coccoidea) from the neotropical region and a revision of *Pseudotectococcus* Hempel (Eriococcidae), a gall inducing scale insect genus from Brazil, with a description of a new species. **Lundiana International Journal of Biodiversity** 5(1):51-72.

Hodgson, C.J.; H. Gamper; A. Bobo & G. Watson 2007. A taxonomic review of the Margarodoid genus *Stigmacoccus* Hempel (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea: Stigmacoccidae), with some details on their biology. **Zootaxa** 1507: 1-55.

Hodkinson, I.D. & I.M. White 1981. The Neotropical Psylloidea (Homoptera: Insecta): an annotated check list. **Journal of Natural History** 15(3): 491-523.

Holzinger, W.E.; A.F. Emeljanov & I. Kammerlander 2003. The family Cixiidae Spinola, 1839 (Hemiptera, Fulgoromorpha): a review. **Denisia** 4: 113-138.

Hungerford, H.B. 1941. A remarkable new naucorid water bug (Hemiptera). **Annals of Entomological Society of America** 34: 1-4.

Hungerford, H.B. 1948. The Corixidae of the Western Hemisphere (Hemiptera). **University of Kansas Scientific Bulletin** 32: 1- 827.

Hungerford, H.B. & R. Matsuda 1960. Keys to the subfamilies, tribes, genera and subgenera of the Gerridae of the World. **University of Kansas Scientific Bulletin** 41: 3-23.

Ilharco, F.A. & A. Lemos 1981. Algumas notas sobre a montagem de afídeos para observação microscópica (Homoptera, Aphidoidea). **Agronomia Lusitana**, Oeiras 41 (1): 53-57.

Keffer, S.L. 1996. Systematics of the New World waterscorpion genus *Curicta* Stål (Heteroptera: Nepidae). **Journal of the New York Entomological Society** 104(3-4): 117-215.

Kerzhner, I.M. 1986. Neotropical Nabidae (Heteroptera). 1. A new genus, some new species, and notes on synomymy. **Journal of the New York Entomological Society** 94: 180-193.

Kormilev, N.A. 1951. Notas sobre Colobathristidae neotropicales (Hemiptera), con la descripción de tres géneros y siete especies nuevas. **Revista Brasileira de Biologia** 11(1): 63-84.

Kormilev, N.A. 1960. Revision of Phymatinae (Hemiptera, Phymatidae). **The Philippine Journal of Science** 89(3/4): 287-500.

Kormilev, N.A. & R.C. Froeschner 1987. **Flat bugs of the world. A synonymic list (Heteroptera: Aradidae).** Sacaramento, California, Entomography Publications v. 5, 246 p.

Kosztarab, M. 1982. Homoptera, p. 447-470. *In:* S.P. Parker (ed.). **Synopsis and classification of living organisms**. New York, McGraw-Hill. 1232 p.

Kramer, J.P. 1976. Revision of the Neotropical Planthoppers of the genus *Bladina* (Homoptera: Fulgoroidea: Nogodinidae). **Transactions of the American Entomological Society** 102: 1-40.

Kristensen, N. P. 1991. Phylogeny of extant hexapods, p. 125-140. *In*: CSIRO (ed.) **The Insects of Australia**. A textbook for students and research workers. Melbourne, Melbourne University Press. Vol. I. 542 p.

Kumar, R. 1974. A revision of the world Acanthosomatidae (Heteroptera: Pentatomoidea): Keys to and descriptions of subfamilies, tribes and genera with designation of types. **Australian Journal of Zoology**, Suppl. Ser. N 34: 1-60.

La Rivers, I. 1974. Catalogue of taxa described in the family Naucoridae (Hemiptera). Suplement no. 1: Corrections, emendations and additions, with descriptions of new species. **Occasional Papers of Biological Society of Nevada** 38: 1-17.

La Rivers, I. 1976. Supplement no. 2 to the catalogue of taxa described in the family Naucoridae (Hemiptera), with descriptions of new specie. **Occasional Papers of Biological Society of Nevada** 41: 1-18.

Lauck, D.R. & A.S. Menke 1961. The higher classification of the Belostomatidae (Hemiptera). **Annals of Entomological Society of America** 54: 644-657.

Lázzari, F.N; R.F.R. Trentini & R.C.Z. de Carvalho 2004. Occurrence of *Cinara* spp. (Hemiptera, Aphididae) on *Pinus* spp. (Pinaceae), in the country of Lages-SC, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 48: 287-289.

Lazzarotto, C. M. & S. M. Lazzari 2005. Análise faunística de afídeos (Hemíptera, Aphididae) na Serra do Mar, Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 49(2): 270-274.

Lent, H. & J. Jurberg 1965. Contribuição ao conhecimento dos Phloeidae Dallas, 1851, com um estudo sôbre genitália (Hemiptera, Pentatomoidea). **Revista Brasileira de Biologia** 25: 123-144.

Lent, H. & P. Wygodzinsky 1946. Contribuição ao conhecimento do gênero *Zelurus* Hahn (Reduviidae, Hemiptera). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 43: 205-269.

Lent, H. & P. Wygodzinsky 1979. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vectors of Chagas' disease. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 163: 127-520.

Leston, D. 1953. Phloeidae Dallas: systematics and morphology, with remarks on the phylogeny of Pentatomoidea Leach and upon the position of *Serbana* Distant (Hemiptera). **Revista Brasileira de Biologia** 13(2): 121-140.

Leston, D.; J.G. Pendergrast & T.R.E. Southwood 1954. Classification of the terrestrial Heteroptera (Geocorisae). **Nature** 174: 91.

Lin, C.P.; B.N. Danforth & T.K. Wood 2004. Molecular Phylogenetics and Evolution of Maternal Care in Membracine Treehoppers. **Systematic Biology** 53(3): 400-421.

Maldonado Capriles, J. 1990. **Systematic catalogue of the Reduviidae of the World (Insecta: Heteroptera)**. Caribbean Journal of Science (special ed.). 694 p.

Maldonado Capriles, J. 2001. Classification of *Homalocoris* (Heteroptera: Reduviidae: Hammacerinae), with the description of a new species. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 93(3): 703-708.

Martin, J.H. 1983. The identification of common aphid pest of tropical agriculture. **Tropical Pest Management**, Basingstok, v. 29, n.4, p. 395-411.

Martinelli, N.M. & R.A. Zucchi 1997. Cigarras (Hemiptera: Cicadidae: Tibicinidae) associadas ao cafeeiro: distribuição, hospedeiros e chave para as espécies. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 26(1): 133-143.

McAtee, W.L. & J.R. Malloch 1925. Revision of the bugs of the family Cryptostemmatidae in the collection of the United States National Museum. **Proceedings of the United States National Museum** 67(13): 1-42.

McAtee, W.L. & J.R. Malloch 1928. Synopsis of Pentatomid bugs of the subfamilies Megaridinae and Canopinae. **Proceedings of the United States National Museum** 72: 1-21.

McAtee, W.L. & J.R. Malloch 1933. Revision of the subfamily Thyreocorinae of the Pentatomidae (Hemiptera-Heteroptera). **Annals of the Carnegie Museum** 21: 191-411.

McDonald, F.J.D. 1979. A new species of *Megaris* and the status of the Megarididae McAtee and Malloch and Canopidae Amyot and Serville (Hemiptera: Pentatomoidea. **Journal of the New York Entomological Society** 87: 42-54.

McHugh, J.V. 1994. On the natural history of Canopidae (Heteroptera: Pentatomoidea). **Journal of the New York Entomological Society** 102: 112-114.

Melichar, L. 1902. Monographie der Acanaloniiden und Flatiden (Homoptera). **Annalen des k.k. naturhistorischen Hofmuseums 12**: 178-253, 9 lâminas.

Melichar, L. 1906. Monographie der Issiden (Homoptera). **Abhandlungen der zoologisch-botanischen Gesellschaft Wien** 3: 1-327, 75 figs.

Metcalf, S.P. & S.C. Bruner 1948. Cuban Flatidae with new species from adjacent regions. **Annals of Entomological Society of America** 41: 63-118.

Michelotto, M.D. & A.C. Busoli 2003. Diversidade de afídeos na cultura do algodoeiro no município de Campo Verde (MT). **Bragantia** 62(1): 75-79.

Miller, D.R.; A. Urng; G.L. Venable & R.J. Gill 2011. **Systematic Entomology Laboratory**, BARC, USDA. Disponível em: <http://www.sel.barc.usda.gov/ScaleKeys/ScaleFamilies/key/Scale%20Families/Media/Html/ScaleFamilies/SelectFamilyFSet.html>. Acesso: 23/fev/2007.

Morales, C.F. 1991. Margarodidae (Insecta: Hemiptera). Fauna of New Zealand. 21: 1-124.

Moulds, M.S. 2005. An appraisal of the higher classification of Cicadas (Hemiptera: Cicadoidea) with special reference to the Australian fauna. **Records of the Australian Museum** 57: 375-446.

Moran, N.A.; P. Tran & M. Gerardo 2005. Symbiosis and insect diversification: an ancient symbiont of sap-feeding insects from the bacterial Phylum *Bacteroidetes*. **Applied and Environmental Microbiology** 71(12): 8802-8810.

Motta, P.C. 2003. Cicadas (Hemiptera, Auchenorrhyncha, Cicadidae) from Brasilia, Brazil: exuviae of the last instar with key of the species. **Revista Brasileira de Zoologia** 20(1): 19-22.

Muir, F. 1926. Contributions to our knowledge of South American Fulgoroidea (Homoptera). Part I. The family Delphacidae. **Bulletin of the Hawaiian Sugar Planters Association Division of Entomology** 18: 1-51.

Nielson, M.W. 1968. The leafhopper vectors of phytopathogenic viruses (Homoptera, Cicadellidae): taxonomy, biology, and virus transmission. **Technical Bulletin of the United States Department of Agriculture** 1382: 1-386.

Nielson, M.W. 1985. Leafhopper Systematics, p. 11-39. *In*: L. R. Nault & J. G. Rodriguez (ed.). **The leafhoppers and Planthoppers**. New York, John Wiley & Sons, 500 p.

Nieser, N. 1968. Notonectidae of Suriname, with additional records of other Neotropical species. **Studies on the fauna of Suriname and other Guyanas** 10: 110-136.

Nieser, N. 1970a. Corixidae of Suriname and the Amazon, with records of other Neotropical species. **Studies on the fauna of Suriname and other Guyanas** 12(45): 43-70.

Nieser, N. 1970b. Records of South America Notonectidae, mainly from the Amazon region. **Studies on the fauna of Suriname**

and other Guyanas 12(46): 71-93.

Nieser, N. 1970c. Gerridae of Suriname and the Amazon. **Studies on the fauna of Suriname and other Guyanas** 12(47): 94-138.

Nieser, N. 1975. The water bugs of the Guyana region. **Studies on the fauna of Suriname and other Guyanas**, 59. The Hague, M. Nijhoff. 310 p.

Nieser, N. & A.L. de Melo 1997. **Os heterópteros aquáticos de Minas Gerais: guia introdutório com chave de identificação para as espécies de Nepomorpha e Gerromorpha**. Belo Horizonte, Editora UFMG 176 p.

O'Brien, L.B. 1987. A synopsis of New World Lophopidae (Homoptera, Fulgoroidea). **Florida Entomologist** 70: 493-498.

O'Brien, L.B. 1988. New World Fulgoridae, Part I: Genera with elongate head processes. **Great Basin Naturalist Memoirs** 12: 135-170.

O'Brien, L.B. 1994. Famílias Fulgoromorpha. *In*: Solis A. (ed.). **Las famílias de insectos de Costa Rica**. Disponível em: <http://www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/Texto46.html>. Acesso: 05/fev/2007.

O'Brien, L.B. & S.W. Wilson 1985. Planthopper sytematics and external morphology, p. 61-102. *In*: L.R. Nault & J.G. Rodriguez (Ed.). **The leafhoppers and Planthoppers**. John Wiley & Sons, New York, NY, 500 p.

O'Brien, L.B.; N.D. Penny & J.R. Arias 1987. Lophopidae of the Amazon Basin with keys to New World genera and species (Homoptera: Fulgoroidea). **Acta Amazonica** 16/17: 617-626.

O'Shea, R. 1980a. A generic revision of Acanthocerini (Hemiptera: Coreidae: Coreinae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 15: 57-80.

O'Shea, R. 1980b. A generic revision of the Nematopodini (Hemiptera: Coreidae: Coreinae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 15: 197-225.

Packauskas, R. 2010. **Catalog of the Coreidae, or leaf-footed bugs of the New World**. Fort Hays State University, 4th series, n. 5. 270 p.

Packauskas, R. & C.W. Schaefer 1998. Revision of the Cyrtocoridae (Hemiptera: Pentatomoidea). **Annals of the Entomological Society of America** 91(4): 363-386.

Paleari, L.M. 1992. Revisão do gênero *Agonosoma* Laporte, 1832 (Hemiptera, Scutelleridae). **Revista Brasileira de Entomologia** 36(3): 505-520.

Penny, N.D. 1980. A revision of American Bennini (Hemiptera, Fulgoroidea, Cixiidae). **Acta Amazonica** 10(1): 207-212.

Penteado, S.R.C. 2004. **Pulgão do *Pinus* (*Cinara* sp.).** Disponível em: <http://www.floresta.ufpr.br/~lpf/pragas03.html> Acesso: 17/fev/2004.

Pereira, D.L.V.; A.L. de Melo & N. Hamada 2007. Chaves de identificação para famílias e gêneros de Gerromorpha e Nepomorpha (Insecta: Heteroptera) na Amazônia central. **Neotropical Entomology** 36(2): 210-228.

Peronti A.L. & C.R. Sousa-Silva 2002. Aphids (Hemiptera: Aphidoidea) of ornamental plants from Sao Carlos, Sao Paulo state, Brazil. **Revista Biología Tropical** 50(1): 137-44.

Peronti, A.L.; C.R. Sousa-Silva & M.C. Granara de Willink 2008. Revisão das espécies de Ceroplastinae Atkinson (Hemiptera, Coccoidea, Coccidae) do Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 52(2): 139-181.

Péran, A.A. 1971. La família Tessaratominae (Hemiptera-Heteroptera) en la región neotropical. **Acta Zoologica Lilloana** 26: 197-208.

Pontes, P.H.S. & G.S. Carvalho 2002. Issíneos do Rio Grande do Sul (Hemiptera, Fulgoromorpha, Issidae). **Biociências** 10(1): 85-105.

Pontz, C.E. & G.S. Carvalho 2006. As espécies de *Nersia* (Hemiptera, Fulgoromorpha, Dictyopharidae) do Rio Grande do Sul, Brasil. **Iheringia, série Zoologia** 96(1): 75-80.

Putchkov, V.G. & P.V. Putchkov 1985. **A catalog of assassin-bug genera of the World (Heteroptera, Reduviidae).** Kiev 137 p. (publicado pelos autores).

Remaudiere, G. & M. Remaudiere 1997. **Catalogue of the World's Aphididae**. INRA. 473 p.

Ribeiro, J.R.I. 2007. A review of the species of *Belostoma* 1807 (Insecta, Heteroptera, Belostomatidae) from the four southeastern Brazilian states. **Zootaxa** 1477: 1-70.

Ribeiro, J.R.I. & V.P. Alecrim 2008. Duas novas espécies de *Belostoma* Latreille, 1807 (Hemiptera: Heteroptera: Belostomatidae) do grupo *plebejum sensu* Nieser, 1975. **Acta Amazonica** 38(1): 179-188.

Rolston, L.H. & F.J.D. McDonald 1979. Keys and diagnoses for the families of Western Hemisphere Pentatomoidea, subfamilies of Pentatomidae, and tribes of Pentatominae (Hemiptera). **Journal of the New York Entomological Society** 87: 189-207.

Rolston, L.H. & F.J.D. McDonald 1981. Conspectus of Pentatomini genera of the Western Hemisphere. Part 2. (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of the New York Entomological Society** 89: 257-282.

Rolston, L.H. & F.J.D. McDonald 1984. A conspectus of Pentatomini of the Western Hemisphere. Part 3. (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of the New York Entomological Society** 92: 69-86.

Rolston, L.H. & R. Kumar 1975 (1974). Two new genera and two new species of Acanthosomatidae (Hemiptera) from South America, with a key to the genera of the Western Hemisphere. **Journal of the New York Entomological Society** 82: 271-278.

Rolston, L.H.; F.J.D. McDonald & D.B. Thomas Jr. 1980. A conspectus of Pentatomini of the Western Hemisphere. Part 1. (Hemiptera: Pentatomidae). **Journal of the New York Entomological Society** 88: 120-132.

Rolston, L.H.; R.L. Aalbu; M.J. Murray & D.A. Rider 1993. A Catalogue of the Tessaratomidae of the world. **Papua New Guinea Journal of Agriculture, Forestry and Fisheries** 36(2):36-108.

Rolston, L.H.; D.A. Rider; M.J. Murray & R.L. Aalbu 1996. Catalog of the Dinidoridae of the world. **Papua New Guinea Journal of Agricultural Forestry and Fisheries** 39(1): 22-101.

Ronderos, R.A. 1962. Nuevos aportes para el conocimiento de los Polyctenidae Americanos (Hemiptera). **Anales del Instituto Nacional de Microbiolgia** 1: 67-76.

Ryckman, R.E. 1986. The Triatominae of South America: a checklist with synonymy (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Bulletin of the Society of Vector Ecology** 11: 199-208.

Ryckman, R.E. & R.D. Sjogren 1980. A catalogue of the Polyctenidae. **Bulletin of the Society of Vector Ecology** 5: 1-22.

Ryckman, R.E., D.G. Bentley, & E.F. Archbold 1981. The Cimicidae of the Americas and oceanic islands, a checklist and bibliography. **Bulletin of the Society of Vector Ecology** 6: 93-142.

Santana, D.L.Q. & K.R.M. Zanol 2005. Morfologia externa das ninfas e adultos de *Ctenarytaina spatulata* Taylor (Hemiptera: Psyllidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 49(3): 340-346.

Santana, D.L.Q.; E.T. Iede; S.R.C. Penteado & D. Burckardt 1999b. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell, 1890) (Hemiptera, Psyllidae) em eucaliptos no Brasil. **Boletim de Pesquisa Florestal** 39: 41-49.

Schaefer, C.W. 1964. The morphology and higher classification of the Coreoidea (Hemiptera-Heteroptera): Parts I and II. **Annals of the Entomological Society of America** 57: 670-684.

Schaefer, C.W. 1965. The morphology and higher classification of the Coreoidea (Hemiptera-Heteroptera). Part III. The families Rhopalidae, Alydidae, and Coreidae. **Miscelaneous Publications Entomological Society of America** 5(1): 1-76.

Schaefer, C.W. 1998. Notes on *Dysdercus* from Brazil (Hemiptera: Pyrrhocoridae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 27(3): 485-488.

Schaefer, C.W. 2003. Prosorrhyncha (Heteroptera and Coleorrhyncha) p. 947-965. In V. H. Resh & R. T. Cardé (Eds.) **Encyclopedia of Insects**. Amsterdan, Academic Press, 1266 p.

Schaefer, C.W. 2004. Key to the genera of the New World Alydidae (Hemiptera: Heteroptera). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 106(2): 280-287.

Schaefer, C.W. & N.P. Chopra 1982. Cladistic analysis of the Rhopalidae, with a list of food plants. **Annals of the Entomological Society of America** 75: 224-233.

Schaefer, C. W. & A. R. Panizzi (eds.) 2000. **Heteroptera of Economic Importance.** Boca Raton, Florida, CRC Press. 828 p.

Schaffner, J.C. & C.W. Schaefer 1998. *Neomegalotomus* new genus (Hemiptera: Alydidae: Alydinae). **Annals of Entomological Society of America** 91: 395-396.

Schofield C.J. & C. Galvão 2009. Classification, evolution and species groups within Triatominae. **Acta Tropica** 110: 88-100.

Schuh, R.T. 1979. [Review of] Evolutionary trends in Heteroptera. Part II. Mouthpart-structures and feeding strategies, by R. H. Cobben. **Systematic Zoology** 28: 653-656.

Schuh, R.T. 1995. **Plant Bugs of the World (Insecta: Heteroptera: Miridae).** Systematic Catalog Distributions, Host List, and Bibliography. The New York Entomological Society. 1329 p.

Schuh, R.T. & P. Štys 1991. Phylogenetic analysis of Cimicomorphan family relationships (Heteroptera). **Journal of the New York Entomological Society** 99: 298-350.

Schuh, R.T. & J.A. Slater 1995. **True Bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera).** Cornell University Press, Ithaca. 337 p.

Schuh, R.T.; B. Galil, & J.T. Polhemus 1987. Catalog and bibliography of Leptopodomorpha (Heteroptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 185: 243-406.

Schwertner, C.F.; J. Grazia, & J.A.M. Fernandes 2002b. Revisão do gênero *Mecocephala* Dallas, 1851 (Heteroptera, Pentatomidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 46(2): 169-184.

Silva, A.G.C.; C. Gonçalves; D.M. Galvão; A.J.L. Gonçalves; J. Gomes; M.N. Silva & M.L. Simoni 1968. **Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil; seus parasitos e predadores.** Parte 2, Tomo 1. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura, 622 p.

Silva, E.J.E.; J.A.M. Fernandes & J. Grazia 2004. Variações morfológicas em *Edessa rufomarginata* e revalidação de *E. albomarginata* e *E. marginalis* (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). **Iheringia, Série Zoologia** 94(3): 261-268.

Silva, E.J.E.; J.A.M. Fernandes & J. Grazia 2006. Caracterização do grupo *Edessa rufomarginata* e descrição de sete novas espécies (Heteroptera, Pentatomidae, Edessinae). **Iheringia, Série Zoologia** 96(4): 345-362.

Slater, J.A. 1979. The systematics, phylogeny and zoogeography of the Blissinae of the world (Hemiptera: Lygaeidae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 165: 1-180.

Slater, J.A. & H. Brailovsky 1983. The systematic status of the family Thaumastocoridae with the description of a new species of *Discocoris* from Venezuela (Hemiptera: Heteroptera). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 85: 560-563.

Slater, J.A. & R.T. Schuh 1990. A remarkably large new species of *Discocoris* from Colombia (Heteroptera: Thaumastocoridae). **Journal of the New York Entomological Society** 98: 402-405.

Slater, J.A. & J.E. O'Donnell 1995. **A Catalogue of the Lygaeidae of the World (1960-1994).** New York, New York Entomological Society, 410 p.

Solis, A. (ed.) 1994. **Las famílias de insectos de Costa Rica.** Disponível em: <http://www.inbio.ac.cr/papers/ insectoscr>. Acesso: 05/fev/2007.

Sorensen, J.T.; B.C.C. Campbell; R.J. Gill & J.D. Steffen-Campbell 1995. Non-monophyly of Auchenorrhyncha ("Homoptera"), based upon 18S rDNA phylogeny: Eco-Evolutionary and cladistic implications within Pre-Heteropterodea Hemiptera (S.L.) and a proposal for new monophyletic suborders. **Pan-Pacific Entomologist** 71(1): 31-60.

Soulier-Perkins, A. 1998. The Lophopidae (Hemiptera, Fulgoromorpha): descriptions of three new genera and key to the genera of the family. **European Journal of Entomology** 95(4): 599-618.

Soulier-Perkins, A. 2001. The phylogeny of the Lophopidae and the impact of sexual selection and coevolutionary sexual conflit. **Cladistics** 17(1): 56-78.

Soulier-Perkins, A. 2007. COOL: Cercopoidea organized on-line. Disponível em: <http://rameau.snv.jussieu.fr/cool/>. Acesso: 19/out/2009.

Sousa-Silva, C.R. & F.A. Ilharco 1995. **Afídeos do Brasil e suas plantas hospedeiras: lista preliminar**. São Carlos, EDUFSCar, 85 p.

Sousa-Silva, C.R.; J.C. Brombal & F.A. Ilharco 2005. *Greenidea ficicola* Takahashi (Hemiptera: Greenideidae) a new aphid in Brazil. **Neotropical Entomology** 34(6): 1023-1024.

Sousa-Silva, C.R.; M. Stoetzel & E. Ortiz 2003. First report of *Phylloxere notabilis* (Hemiptera: Phylloxeridae), in the Neotropical Region. **Revista de Biologia Tropical** 51(1): 137-144.

Southwood, T.R.E. 1956. The structure of the eggs of the terrestrial Heteroptera and its relationship to the classification of the group. **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 108: 163-221.

Souza, M.E.L. de 1980. Inventário da distribuição geográfica da família Belostomatidae Leach, 1815 (Hemiptera – Heteroptera) na região neotropical. **Iheringia, Série Zoologia** 55: 43-86.

Stary, P.; M.V. Sampaio & V.H.P. Bueno 2007. Aphid parasitoids (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) and their associations related to biological control in Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 51(1): 107-118.

Štys, P. 1966. Morphology of the wings, abdomen and genitalia of *Phaenacantha australiae* Kirk. (Heteroptera, Colobathristidae) and notes on the phylogeny of the family. **Acta Entomologica Bohemoslovaca** 63: 266-280.

Štys, P. & A. Jansson 1988. Check-list of recent family-group names of Nepomorpha (Heteroptera) of the world. **Acta Entomologica Fennica** 50: 1-44.

Štys, P. & I. Kerzhner. 1975. The rank and nomenclature of higher taxa in recent Heteroptera. **Acta Entomologica Bohemoslovaca** 72(2): 65-79.

Sweet, M.S. 1996. Comparative external morphology of the pregenital of the Hemiptera, p. 119-158 p. *In*: C.W. Schaefer (ed.). **Studies on Hemipteran Phylogeny**. Lanham, MD, Thomas Say Publications in Entomology, Entomological Society of America, 244 p.

Tallamy, D.W. & C. Schaefer 1997. Maternal care in the Hemiptera: ancestry, alternatives, and current adaptative value, p. 94-115. *In*: J.C. Choe & B. J. Crespi (eds.). **The evolution of social behavior on insects and arachnids**. Cambridge, CUP. 541 p.

Thomas, D.B. 1992. **Taxonomic synopsis of the Asopinae Pentatomidae (Heteroptera) of the Western Hemisphere.** The Thomas Say Foundation, Monographs 16. Lanham, Maryland, Entomologial Society of America 156 p.

Todd, E.L. 1955. A taxonomic revision of the family Gelastocoridae (Hemiptera). **University of Kansas Scientific Bulletin** 37: 277-475.

Truxal, F.S. 1949. A Study of the Genus *Martarega* (Hemiptera, Notonectidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** 22(1): 1-24.

Truxal, F.S. 1953. A revision of the genus *Buenoa* (Hemiptera,

Notonectidae). **University of Kansas Scientific Bulletin** 35: 1351-1523.

Urban, J.M. & J.R. Cryan 2007. Evolution of the planthoppers (Insecta: Hemiptera: Fulgoroidea). **Molecular Phylogenetics and Evolution** 42: 556-572.

Urban, J.M. & J.R. Cryan 2009. Entomologically famous, evolutionarily unexplored: The first phylogeny of the lanternfly family Fulgoridae (Insecta: Hemiptera: Fulgoroidea). **Molecular Phylogenetics and Evolution** 50: 471-484.

Usinger, R.L. 1941. Key of the subfamilies of Naucoridae with a generic synopsis of the new subfamily Ambrysinae. **Annals of Entomological Society of America** 34: 5-16.

Usinger, R.L. 1966. **Monograph of Cimicidae (Hemiptera-Heteroptera).** The Thomas Say foundation. Vol. 7. Entomological Society of America, Lanham. 585 p.

Usinger, R.L. & R. Matsuda 1959. **Classification of the Aradidae (Hemiptera-Heteroptera).** London, British Museum of Natural History, 410 p.

van Doesburg, P.H. Jr. 1968. **A revision of the New World species of *Dysdercus* Guérin Ménevile (Heteroptera, Pyrrhocoridae).** Leiden, E. J. Brill. 215 p.

von Dohlan, C.D. & N.A. Moran 1995. Molecular phylogeny of the Homoptera: a paraphyletic taxon. **Journal of Molecular Evolution** 41: 211-223.

Wheeler, W.C.; R.T. Schuh & R. Bang 1993. Cladistic relationships among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. **Entomologica Scandinavia** 24: 121-137.

Weirauch, C. & R.T. Schuh 2011. Systematics and evolution of Heteroptera: 25 Years of Progress. **Annual Review of Entomology** 56: 487-510.

White, I.M. & I.D. Hodkinson 1980. New psyllids (Homoptera, Psylloidea) from the cocoa region of Bahía, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 24(2): 75-84.

Willemse, L. 1985. A taxonomic revision of the New World species of *Sirthenea* (Heteroptera: Reduviidae: Peiratinae). **Zoologische Verhandelingen** 215: 1-67.

Williams, D.J. & M.C. Granara De Willink 1992. **Mealybugs of Central and South America.** Wallingford, CAB International, 635 p.

Wolff, V.R.S. 2008. Revisão de *Pseudoparlatoria* (Hemiptera: Diaspididae). **Iheringia,** Série Zoologia 98: 291–307.

Wolff, V.R.S.; J. Ketterl 2005. Phoenicococcus cribiformes sp. nov. (Hemiptera, Phoenicococcidae) em Araucaria angustifolia (Bertol.) (Araucariaceae) no Rio Grande do Sul, Brasil. **Insecta Mundi** 19: 1–3.

Wolff, V.R.S. & L.E. Claps 2010. Sobre o gênero *Diaspidistis* (Hemiptera, Diaspididae), com a descrição de duas espécies novas. **Iheringia,** Série Zoologia 100: 225-232.

Wygodzinsky, P. 1944. Contribuição ao conhecimento do gênero "*Elasmodema*" Stål, 1860 (Elasmodesmidae, Reduvioidea, Hemiptera). **Revista Brasileira de Biologia** 4: 193-213.

Wygodzinsky, P. 1966. A monograph of the Emesinae (Reduviidae, Hemiptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 133: 1-614.

Wygodzinsky, P. & J.C. Giacchi 1994. Key to the genera of Stenopodainae of the New World (Insecta, Heteroptera, Reduviidae). **Physis,** Seccion C, 49 (116-117): 5-9.

Wygodzinsky, P. & K. Schmidt 1991. Revision of the New World Enicocephalomorpha (Heteroptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 200: 1-265.

Yonke, T.R. 1991. Order Hemiptera p. 22-65. *In*: F.W. Stehr (ed.) **Immature Insects.** Vol. 2. Dubuque, Iowa, Kendall/Hunt Publishing. 975 p.

Yoshizawa, K. & T. Saigusa 2001. Phylogenetic analysis pf paraneopteran orders (Insecta: Neoptera) based on forewing base structure, with comments on monophyly of Auchenorrhyncha (Hemiptera). **Systematic Entomology** 26: 1-13.

Zrzavý, J. 1990. Antennal trichobothria in Heteroptera: a phylogenetic approach. **Acta Entomologica Bohemoslovaca** 87: 321- 325.

Capítulo 29

THYSANOPTERA

Renata C. Monteiro
Laurence A. Mound

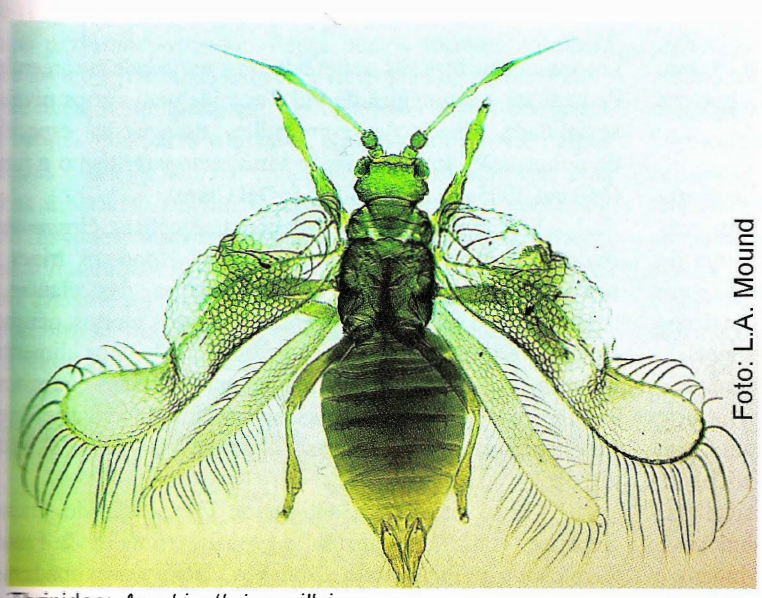


Foto: L.A. Mound

Thripidae: *Arachisothrips millsi*

Foto: G. Wheeler

Phlaeothripidae: *Pseudophilothrips sp.* (ninfas)

Foto: A. Wild

Thripidae: *Frankliniella occidentalis*

Foto: A. Cavalleri & L.A. Kaminski

Phlaeothripidae: *Holopothrips claritibialis*

THYSANOPTERA Haliday, 1836

Renata C. Monteiro
Laurence A. Mound

Thysanoptera: do grego *thysanos* = franja, *pteron* = asa. Refere-se à presença de franja de cerdas ou cílios longos em uma ou ambas as margens das asas dos adultos.

Diagnose. Insetos com metamorfose considerada intermediária entre hemi e holometabolia, com dois ou três ínstares pré-imaginais quiescentes. Adultos variando de 0,5 a 15 mm de comprimento, excluindo-se as antenas (a maioria variando entre 1 e 3 mm). São delgados, alongados, geralmente achatados dorso-ventralmente e de coloração variável, de esbranquiçada a negra. Tagmose bem definida. Abdômen com onze segmentos (apenas dez visíveis) e extremidade cônica, com ovipositor geralmente bem desenvolvido na subordem Terebrantia, ou tubuliforme, em Tubulifera. Aparelho bucal assimétrico, do tipo perfurador-sugador. Arólio vesiculiforme, eversível nas extremidades pré-tarsais. Asas, quando presentes, membranosas, geralmente delgadas, com franja de cerdas ou cílios longos e venação reduzida. Cercos ausentes.

Introdução. São conhecidos popularmente por tripes (singular e plural). Vocábulo de origem grega (*thrips*, *thripos*), latinizado (*thrips*, *thripis*), que significa um verme da madeira, em referência ao fato de que muitas espécies vivem em madeira morta, onde se alimentam de fungos. No Brasil, poucas espécies têm nomes populares, sendo *Gynaikothrips ficorum* (Marchal), o "lacerdinha", o mais conhecido, associado com frequência a figueiras (*Ficus* spp.) e incômodo quando em grande número, sobretudo em praças e vias públicas. Algumas espécies que danificam plantas são denominadas tripes ou "piolhos" da cultura em questão, ou tripes do sintoma nela acarretado.

Há aproximadamente 5.800 espécies descritas, a maioria encontrada em áreas tropicais ou subtropicais, muitas nas regiões temperadas e poucas estendendo-se até o Ártico (Lewis 1973). No Brasil, são registradas 520 espécies válidas, número que seguramente não representa nossa fauna, que é pouco conhecida (Monteiro 2002; Monteiro & Lima 2011). Estima-se que haja em torno de 10 mil espécies de tripes no mundo e cerca de duas mil no Brasil.

Thysanoptera apresenta grande diversidade morfológica, fisiológica e/ou biológica. As variações estruturais podem resultar em aparências bizarras, refletindo uma variedade surpreendente de hábitats e estratégias de vida, que incluem vários níveis de socialidade, associações com galhas, associações específicas de polinização, transmissão de vírus, ectoparasitismo e forésia (Mound 2005a,b; Alves-Silva & Del Claro).

Exceto pelas espécies totalmente aquáticas, *Organothrips indicus* Bhatti e *Organothrips bianchii* Hood, os tripes são normalmente encontrados na parte aérea das plantas, na serrapilheira e sob cascas de galhos e troncos mortos, ocupando os mais variados nichos (Mound 2000). Os hábitos alimentares diversos e o oportunismo de algumas espécies permitem a utilização de vários alimentos disponíveis em hábitats efêmeros ou estáveis, tornando-as invasoras potenciais (Morse & Hoddle 2006).

Os registros mais antigos de fósseis são do Triássico Superior, com *Triassothrips virginicus* Grimaldi & Fraser e *Kazachothrips triassicus* Shmakov, com aproximadamente 220 milhões de anos (Grimaldi & Engel 2005). No entanto, acredita-se que Thysanoptera tenha se originado no Paleozoico (Carbonífero Superior), quando Psocoptera e Hemiptera já estavam presentes (Kristensen 1991; Kukalová-Peck 1991).

Em relação à fauna neotropical, o trabalho de Mound & Marullo (1996) reúne informações sobre biologia e identificação de espécies. A fauna brasileira e a caracterização da ordem encontram-se em Costa Lima (1938) e em Silva *et al.* (1968). Breve revisão da fauna brasileira foi apresentada por Monteiro (2002), com lista das espécies registradas no País. Novos registros foram adicionados a essa lista, com estudos de tripes associados à vegetação nativa no sul (Pinent *et al.* 2006, Cavalleri *et al.* 2006) e às plantas ornamentais no sudeste do País (Miyasato 2005).

Informações sobre identificação, classificação, distribuição geográfica, morfologia (incluindo glossário visual) e biologia de Thysanoptera podem ser obtidas eletronicamente no website "World Thysanoptera" (Mound 2011).

Morfologia (adultos) (baseada em Moritz 1997) (Figs. 29.1-2). Cabeça (Figs. 29.3-8) sem suturas, simétrica, ligeiramente quadrangular e com base larga em vista dorsal, mas assimétrica em vista ventral, refletindo a presença de mandíbula única,

a esquerda. Olho composto dorso-lateral ou dorso-ventral, geralmente desenvolvido em adultos, embora apresentem pequeno número de omatídios (menos de 10) em espécimes ápteros (Fig. 29.6), contrastando com as holópticas (Fig. 29.4). Nos adultos de algumas espécies, as lentes de alguns omatídios ventrais (dois a sete) possuem pigmentação variável (alaranjada, amarelada ou marrom) e podem apresentar arranjo característico (Fig. 29.9). Ocelos verdadeiros e funcionais são encontrados somente em adultos alados, geralmente em número de três e situados dorsalmente (Fig. 29.5), normalmente entre os olhos compostos. Antena moniliforme a filiforme, inserida entre os olhos compostos e com quatro a nove artículos. Além das cerdas comuns, a antena possui sensores (sensilos) com características variáveis, utilizados na classificação de famílias, gêneros e espécies (Figs. 29.15-23). Pedicelo com órgão de Johnston (Fig. 29.24). Os antenômeros distais podem ter diferentes graus de fusão e formar grupo terminal denominado estilo (Figs. 29.28-29). Aparelho bucal único entre os insetos, do tipo perfurador-sugador. Peças bucais formam saliência cônica no lado ventral da cabeça, conhecida como cone bucal. O cone bucal é hipognato ou opistognato e consiste em labro, duas estipes maxilares e o lábio; suporta um par de palpos maxilares e um de labiais; encerra o aparato alimentar e as bombas cibarial e salivar. O aparato alimentar é composto de três estiletes: um mandibular esquerdo e dois maxilares. A única mandíbula é estiliforme, reforçada e simples (Fig. 29.10). Duas vezes durante a ontogenia (nas fases embriônica e metamórfica), um rudimento da mandíbula direita se forma, mas é reabsorvido (Moritz *et al.* 2006). Os estiletes maxilares são estruturas mais complexas, formadas por modificações das lacínias; quando acoplados, formam o tubo alimentar, que apresenta abertura subterminal e canal central único, através do qual a saliva é injetada nos tecidos e o alimento é ingerido. Além da ligeira assimetria e irregularidades, esses estiletes são relativamente estreitos e longos (Figs. 29.11-12), geralmente confinados dentro do cone bucal, podendo ser pouco (comum em Terebrantia) ou muito (comum em Tubulifera) retraídos na cabeça, quando em repouso. No caso de espécies que se alimentam de esporos de fungos (Idolothripinae), os estiletes maxilares e o canal alimentar são mais largos (5-10 μm) (Figs. 29.13-14), para permitir a ingestão de esporos inteiros, que serão triturados no proventrículo. Palpos maxilares maiores que os labiais, com dois ou três artículos em Terebrantia e dois em Tubulifera. Em alguns Aeolothripidae, o artículo distal pode estar subdividido, aumentando o número de "artículos" para até oito. Palpos labiais apresentam de um a quatro artículos.

Protórax com pronoto conspícuo (Figs. 29.3-8) e padrão regular de cerdas, utilizado na identificação. Meso e metatórax fundidos, mais curtos e largos em ápteros do que em macrópteros, com um par de espiráculos em cada segmento. Meso e metanoto podendo apresentar cerdas, esculturações e sensores (sensilos) campaniformes utilizados na identificação. Adultos geralmente alados, com dois pares de asas delgadas, lanceoladas ou linguetadas, membranosas, hialinas ou não, e com franja de cerdas ou cílios longos e finos em uma ou ambas as margens (Figs. 29.31-38). Poucos tripes apresentam asa anterior alargada (Fig. 29.38). A franja aumenta a área da superfície funcional da asa, podendo equivaler a 80% dessa área. Algumas espécies possuem polimorfismo quanto

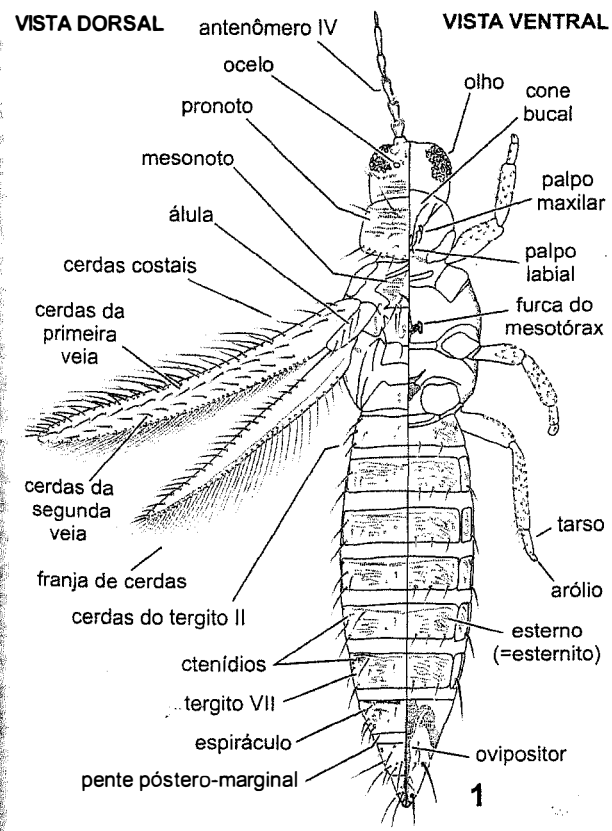


Figura 29.1. Morfologia de Terebrantia.

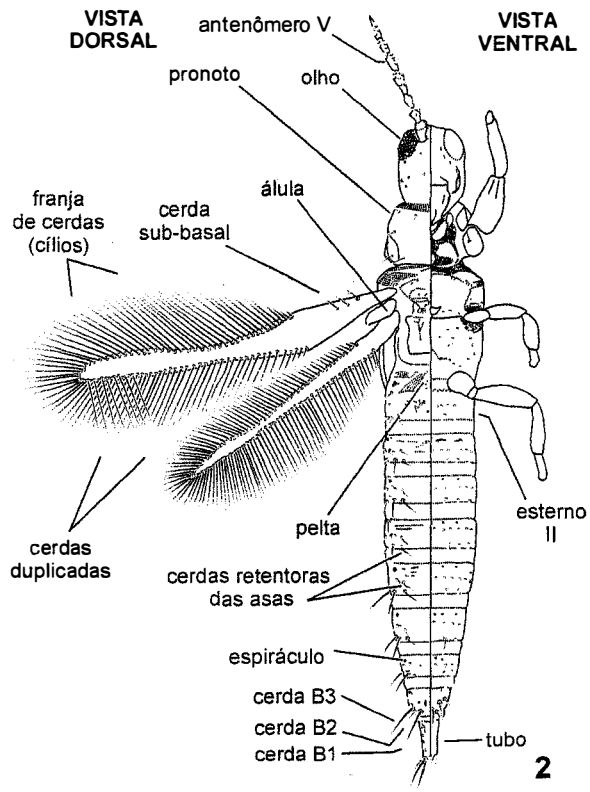
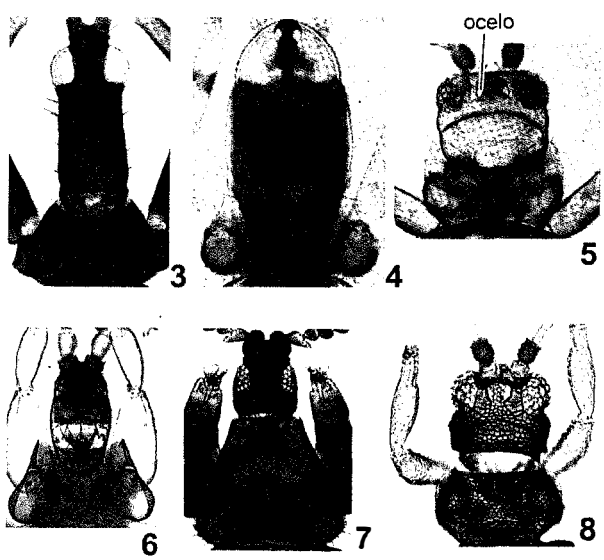


Figura 29.2. Morfologia de Tubulifera.

ao tamanho das asas, podendo haver indivíduos ápteros, micrópteros/braquípteros ou macrópteros em ambos ou um dos sexos (geralmente no macho). Em Terebrantia, a asa anterior repousa paralelamente sobre o abdômen e apresenta duas veias longitudinais, além da costal, e sua superfície é coberta por microtríquias; as cerdas das franjas estão inseridas em bases ou soquetes com formato de "8", que permitem seu encaixe em posição de voo ou descanso, quando são "penteadas" pelas cerdas das pernas e abdômen. Em Tubulifera, as asas repousam sobrepostas sobre o abdômen, têm a superfície lisa e não apresentam veias longitudinais, nem cerdas venais; as "cerdas" das franjas são extensões rígidas, não articuladas da membrana das asas e, portanto, fixas em posição, sendo corretamente denominadas cílios (Figs. 29.2, 31). A álula, ou escama, da asa anterior (Figs. 29.1-2) tem um par de cerdas terminais desenvolvidas, que se acoplam às cerdas curvas sobre a costa da asa posterior. Perna anterior delgada, embora algumas espécies apresentem dilatações no fêmur anterior, além de tubérculos, dentes e/ou garras no arólio, no tarso, na tíbia ou no fêmur. Perna média e posterior semelhantes, embora possa ocorrer pernas posteriores saltatórias (comum em espécies de Dendrothripinae), que são mantidas bem próximas e projetadas à frente, em posição análoga àquela do coelho. Tarsos mono ou dímeros; pré-tarso com arólio vesiculiforme, eversível e grande no ápice. Em adultos, as duas garras pré-tarsais são reduzidas a placas em forma de colher. Secreções de glândulas nas tíbias, que cobrem os arólios, permitem a utilização dessas estruturas para a fixação do inseto ao substrato.

Abdômen com onze segmentos, o último bastante reduzido ou vestigial, com dois escleritos pequenos, possíveis resquícios de cercos atrofiados. Segmentos geralmente com placas pleurais (em Terebrantia) ou sem (em Tubulifera).



Figuras 29.3-8. Variação morfológica na cabeça e pronoto, vd. **3-4**, Tubulifera, Phlaeothripidae; **3**, Idolothripinae; **4** Phlaeothripinae (holóptico); **5-8**, Terebrantia; **5**, Thripidae, Sericothripinae (pronoto com área distinta); **6**, Merothripidae (olhos compostos com poucos omatídios, sem ocelos); **7**, Thripidae, Thripinae (cabeça pequena e pronoto trapezoidal); **8**, Thripidae, Panchaetothripinae (cabeça, pronoto e pernas com esculturação reticulada).

Segmentos pré-genitais uniformes, exceto o segmento I, com tergito bem desenvolvido e esternito bastante reduzido. Em Terebrantia, tergito I geralmente inteiro e com margem posterior membranosa. Em Tubulifera, tergito I com pelta (Fig. 29.2), geralmente unido ao tergito II e sem margem posterior membranosa. Cerdas dorsais do abdômen com frequência modificadas e sigmoides para prender as asas; cerdas laterais geralmente maiores nos segmentos terminais; cerdas anais compridas, emergindo diretamente do segmento X em Terebrantia (Fig. 29.1) ou de escleritos separados em Tubulifera (Fig. 29.2). Áreas glandulares, quando presentes, frequentemente associadas aos machos, em um ou mais esternitos abdominais (Mound 2009). Em Terebrantia (exceto Uzelotrhipidae), visualiza-se distintamente um ovipositor (ou terebra) formado por quatro valvas serreadas, salientes em uma fenda longitudinal entre os esternitos VIII e IX (Figs. 29.42-43). O ovipositor, usado para inserir o ovo no tecido das plantas, pode ser curvo em direção ao corpo (Aeolothripidae) ou em sentido contrário ao mesmo (demais famílias). Em alguns casos (Merothripidae e poucos Thripidae), o ovipositor é pouco desenvolvido (Fig. 29.42). Em Tubulifera, não há um ovipositor como em Terebrantia, mas uma estrutura flexível localizada internamente, eversível, em forma de paraquedas (Fig. 29.41); a vulva fica entre os esternitos VIII e IX. Internamente, no tergito IX das fêmeas de Tubulifera, há uma estrutura linear característica denominada fuste, que é um espessamento mediano na parede da vagina (Fig. 29.40). Em Terebrantia, o segmento abdominal X é cônico, invaginado e incompleto ventralmente, como parte da bainha do ovipositor, com o ânus terminal (Figs. 29.42-43); em Tubulifera, é tubuliforme em ambos os sexos (Figs. 29.39-40). A genitália dos machos é semelhante em Terebrantia e Tubulifera, e sua abertura situa-se entre os esternitos IX e X. A genitália, oculta e simétrica, consiste em falobase, edeago mediano e um ou dois pares de parâmeros situados lateralmente. A falobase estende-se posteriormente, formando a faloteca, dentro da qual, invaginada, se encontra a endoteca, vesícula eversível com edeago mais ou menos esclerotizado no ápice. Um par de espiráculos nos segmentos I e VIII. Cercos ausentes.

Imaturos. Os ovos são relativamente grandes, se comparados ao tamanho das fêmeas. São reniformes em Terebrantia, com córion liso, fino e de cor clara, geralmente delicados; e ovalados em Tubulifera, com córion geralmente esculturado, com retículos penta ou hexagonais, pouco maiores e mais resistentes que os de Terebrantia. O estágio ninfal (ou larval) consiste em dois ínstares. As ninfas, ou larvas, são semelhantes aos adultos, exceto pela ausência de asas, de ocelos e de aparelho reprodutor desenvolvido. Possuem menor número de artículos antenais; coloração geralmente pálida (algumas espécies, principalmente em Tubulifera, com pigmentação hipodermal avermelhada); cutícula membranosa com manchas discretas de quitina; tergito abdominal I completamente transverso, cujo tamanho se assemelha ao do tergito II; tarsos com duas garras, que se projetam lateralmente; olhos com três omatídios em Tubulifera e quatro em Terebrantia. O estágio pupal (pré-pupa e pupa) encontra-se dividido em dois ou três ínstares. Apesar de a

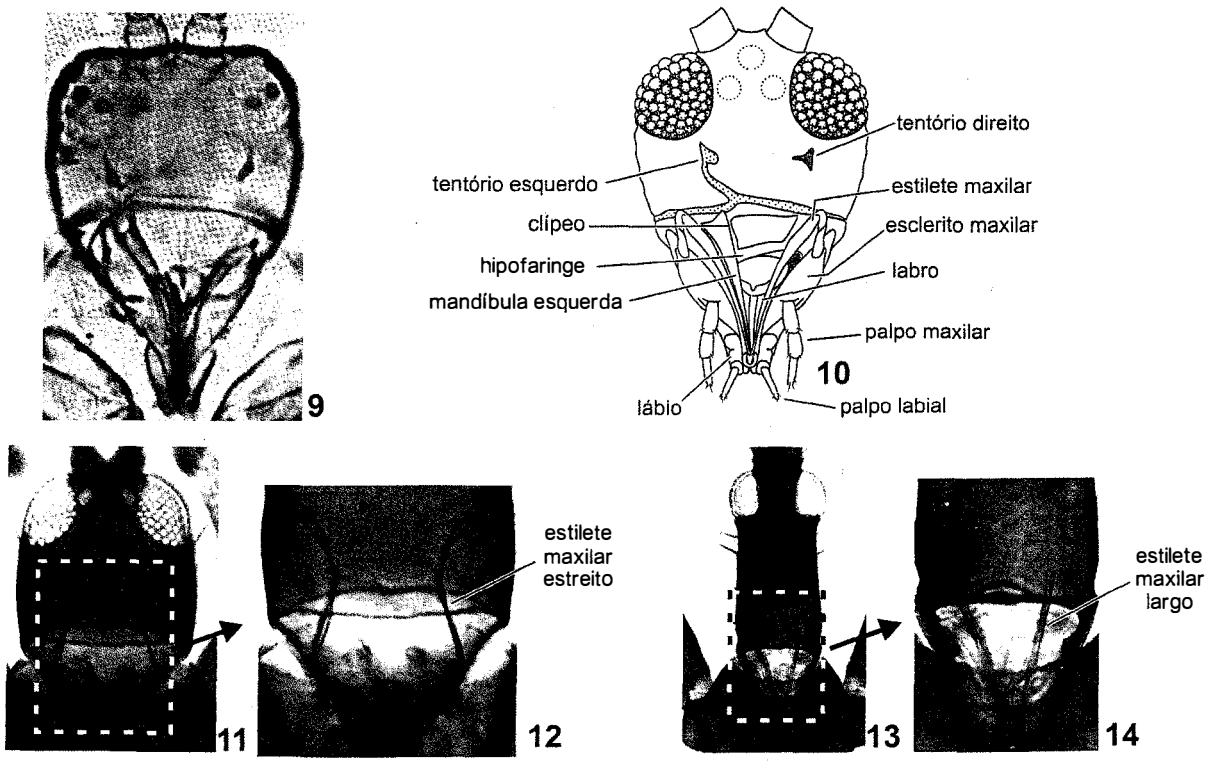
denominação ínstar não ser usual para a fase pupal, o termo será aplicado a essa fase de tisanópteros por haver ecdise entre as duas ou três formas pupais frequentemente observadas. Nessas, a "segmentação" antenal é reduzida ou ausente, e as peças bucais são não-funcionais. Em Terebrantia, há um ou, com mais frequência, dois ínstares pupais quiescentes; o primeiro é denominado pré-pupa e o segundo, pupa. A pré-pupa tem antena curta, direcionada à frente, com formato de chifre; o primórdio alar, quando presente, é moderadamente pequeno e localizado ao longo das laterais do corpo. A pupa tem antena na parte superior da cabeça voltada dorsalmente e primórdio alar alongado. Em Tubulifera, há três ínstares pupais (pré-pupa, pupa I e pupa II). Na pré-pupa, a antena projeta-se lateralmente à cabeça e as pernas são menores. Na pupa I, a antena posiciona-se ao lado da cabeça e o primórdio alar ao longo das laterais do corpo. Na pupa II, a antena é mais longa e o primórdio alar alongado curva-se levemente sobre o abdômen (Moritz 1997).

Biologia. Na maioria das espécies da ordem, a reprodução é sexuada e por oviparidade, embora ocorram espécies ovovivíparas (facultativas ou não) e vivíparas. Thysanoptera é haplodiploide, com os machos se originando de ovos não fertilizados (partenogênese arrenótoca), enquanto as fêmeas se desenvolvem de ovos fertilizados. No entanto, há fêmeas diploides que se desenvolvem de ovos não-fertilizados por meio de partenogênese telítoca, que pode ser obrigatória em espécies nas quais machos são raros ou ausentes (Moritz 1997). A bactéria *Wolbachia* Hertig foi relatada em Thysanoptera afetando o processo reprodutivo de algumas espécies (Kumm *et al.* 2006).

A postura em Terebrantia é endofítica, enquanto que, em Tubulifera, os ovos são fixos sobre o substrato alimentar/tecido do hospedeiro (Moritz 1997). A fecundidade varia de 30 a 300 ovos, e o ciclo de vida e a longevidade, em torno de 10 a 30 dias. Sob condições adversas, pode haver hibernação. Os estágios de hibernação são geralmente pupas ou adultos, embora alguns tripes possam hibernar no estágio de ovo.

O desenvolvimento pós-embrionário peculiar dos tripes foi denominado "remetabolia" por Takahashi (1921) e é classificado como "intermediário entre hemimetabolia e holometabolia", por não apresentar os estágios típicos de Hemimetabola, nem os de Holometabola (Heming 1991, Mound *et al.* 1980). Embora haja considerável semelhança morfológica entre imaturos e adultos, ocorrem mudanças estruturais durante os dois ou três ínstares quiescentes, comparáveis às de Holometabola. Assim, Moritz (1995) concluiu que a metamorfose dos tripes não se encaixa em nenhuma dessas categorias, sugerindo que a melhor classificação seria a proposta por Nüesch (1987), em Holometamorpha, também verificada em machos de Coccoidea e em Endopterygota, em que se distinguem ínstares pré-imaginais que se alimentam, seguidos de um, dois ou, mais raramente, três ínstares que não se alimentam, nos quais há substituição das estruturas juvenis por estruturas imaginais.

As ninfas são ativas e ingerem todo alimento necessário para completar o ciclo até se transformarem em pré-pupa. Os ínstares pupais são relativamente imóveis e não se alimentam. O local de empupação é variável, embora seja geralmente próximo ao local de alimentação da ninfa. Em Terebrantia, a empupação geralmente ocorre no solo ou

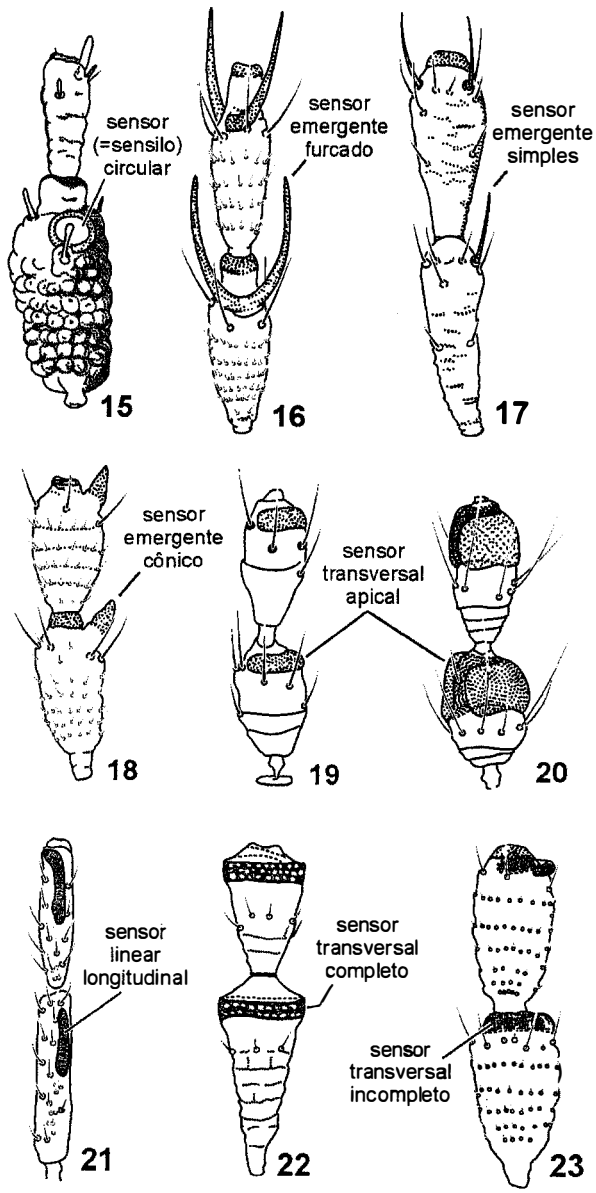


Figuras 29.9-14. Morfologia da cabeça e aparelho bucal. **9-10**, Terebrantia, Thripidae, foto e esquema das peças bucais, vv; **11-12**, estiletes maxilares em Tubulifera, Phlaeothripinae, vd; **13-14**, estiletes maxilares em Tubulifera, Idolothripinae, vd.

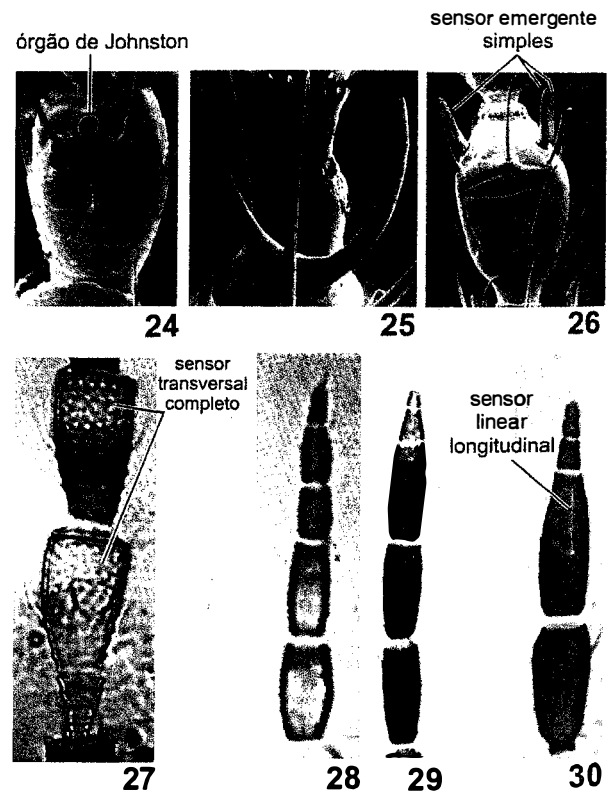
no próprio hospedeiro; em Tubulifera, sobre ou próxima ao substrato alimentar das ninfas. As pupas de algumas espécies de Aeolothripidae, Adiheterothripidae, Heterothripidae, Merothripidae e poucos Thripidae estão contidas dentro de um casulo de seda, com função protetora, tecido pela ninfa de segundo ínstar com material eliminado pelo ânus. Outras espécies transformam-se em pupa sobre ou sob as folhas, ou mesmo em células feitas com partículas de solo, unidas com seda, como em alguns Thripidae (Lewis 1973; Moritz 1997).

Variações no tamanho do corpo parecem ser inerentes entre espécies de Thysanoptera, com exemplos presentes em todas as famílias. A variabilidade intraespecífica dentre e/ou entre sexos (dimorfismo sexual), exibida por muitas espécies, envolve estrutura, fisiologia e comportamento, e pode ser afetada por parâmetros ambientais. As diferenças no tamanho e nas estruturas do corpo de adultos estão aparentemente relacionadas à defesa de um recurso alimentar ou reprodutivo e são, muitas vezes, reflexos de padrões comportamentais distintos entre diferentes espécies e da evolução da socialidade em algumas espécies. Estudos comportamentais e ecológicos auxiliam a compreensão dessa variação estrutural, que pode envolver alometria e o consequente desenvolvimento de tipos morfológicos confusos, causando, muitas vezes, problemas na identificação de espécies, uma vez que indivíduos distintos de uma mesma espécie podem ser colocados em diferentes táxons. A alometria pode ser expressa em diferentes estruturas corporais (cabeça, tórax, abdômen e respectivos apêndices, como antenas, pernas e asas) e limitar-se a um dos sexos, ou ocorrer em ambos os sexos. Em espécies fitófagas de Terebrantia, os machos geralmente são menores que as fêmeas, embora semelhantes em estrutura. Em Tubulifera, os machos geralmente são maiores que as fêmeas, e o polimorfismo em espécies fungívoras e indutoras de galhas normalmente é acentuado (Crespi *et al.* 2004, Mound 2005a,b).

A redução ou ausência das asas é exibida em um ou ambos os sexos de várias espécies, podendo ser determinada por controle genético, ambiental e/ou comportamental. O polimorfismo de asas é comum, particularmente em Tubulifera (Phlaeothripidae), mas raramente ocorrem mais que dois dos



Figuras 29.15-23. Antenômeros III (inferior) e IV (superior) mostrando os diferentes tipos e localização dos sensores (sensilos). **15**, Uzelothripidae; **16**, Thripidae, com sensor (sensilo) dorsal no antenômero III e ventral no IV; **17**, Thripidae; **18**, Adiheterothripidae; **19-20**, Merothripidae; **21**, Aeolothripidae; **22**, Heterothripidae, com marcas internas circulares ou discoidais; **23**, Fauriellidae.



Figuras 29.24-30. Detalhe de estruturas associadas à antena. **24**, artículo II; **25**, sensor (sensilo) emergente furcado em Thripidae; **26**, Tubulifera; **27**, Heterothripidae; **28**, três artículos terminais distintos, com constrição basal e apical, Heterothripidae; **29**, três artículos terminais formando estilo, Aeolothripidae; **30**, sensor no artículo VI, Sericothripinae.

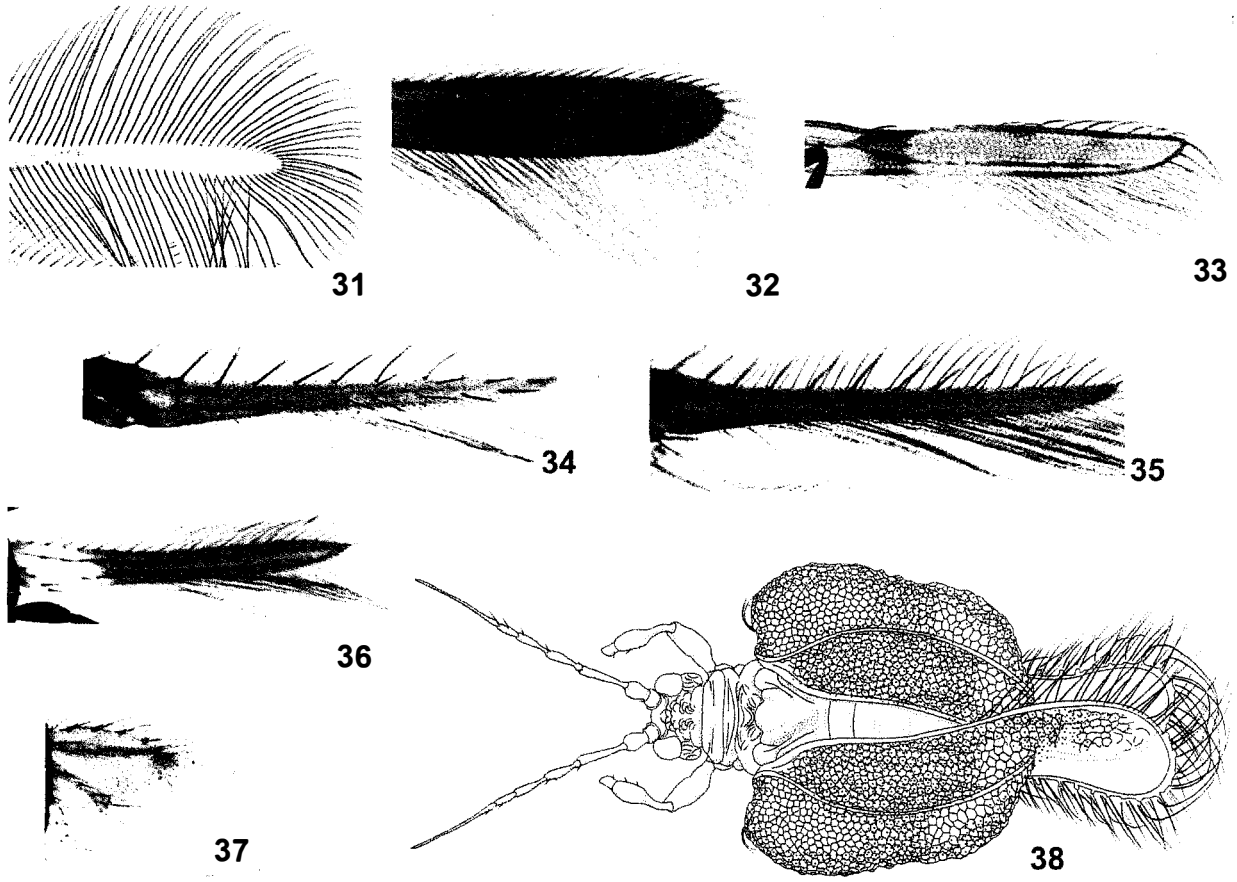
três tipos morfológicos (macróptero, micróptero e áptero) em uma mesma espécie. Indivíduos ápteros ou micrópteros de uma mesma espécie podem parecer muito diferentes dos macrópteros da mesma população. Quando a ausência de asas ocorre em apenas um dos sexos, geralmente é no macho. Em espécies macrópteras, observa-se também a ocorrência de formas braquípteras em certas épocas do ano. Em fêmeas de algumas espécies coloniais macrópteras, ocorre perda de parte das asas, permanecendo somente o terço basal (Mound 2005a,b).

A coloração do corpo pode ser controlada por diversos fatores abióticos e bióticos, entre eles temperatura e nutrição (Lewis 1973). A temperatura pode influenciar as diversas fases do desenvolvimento de maneira diferente e independente. Em *Thrips tabaci* Lindeman, baixa temperatura durante o desenvolvimento pupal afeta a coloração (adultos mais escuros), enquanto essa condição na fase ninfal afeta o tamanho do corpo (adultos maiores) (Murai & Toda 2002). *Frankliniella occidentalis* Pergande possui formas com três colorações diferentes (clara, escura e bicolorida) em função da temperatura/estação do ano, da altitude e do tipo de alimento, incluindo a coloração das flores. A mais escura geralmente é encontrada após o inverno e a mais clara, durante o verão. A nutrição é outro fator que influencia a coloração, como no caso da predadora *Andrewarthaia kellyana* Bagnall, cuja coloração marrom-escura parece estar associada à presença de presa adequada e a forma amarelada, à alimentação somente em tecidos de planta (Mound 2005a,b).

O hábito alimentar dos tisanópteros provavelmente evoluiu de ancestrais que viviam em detritos e se alimentavam de tecidos em decomposição e hifas de fungos (Mound *et al.* 1980; Heming 1993). Nos tripes atuais, o hábito alimentar é diverso, seja em relação à origem da dieta (herbivoria, micofagia, zoofagia e onivoria) ou à especificidade de hospedeiros (monofagia, oligofagia e polifagia), aos locais de alimentação e, até mesmo, ao gênero do hospedeiro (se masculino ou feminino) (Kirk 1997; Mound 2005b; Feller *et al.* 2002). Cerca de metade das espécies é exclusivamente fungívora, enquanto a outra metade é fitófaga; algumas espécies são predadoras e duas são ectoparasitas.

A maioria dos fungívoros, distribuídos em cinco famílias das duas subordens, alimenta-se de hifas e é encontrada em serrapilheira ou sobre madeira morta. No entanto, cerca de 700 espécies de Idolothripinae (Tubulifera) ingerem esporos inteiros e vivem em ramos mortos, em serrapilheira no estágio inicial de decomposição ou na base de gramíneas e touceiras de ciperáceas (Mound & Palmer 1983; Heming 1993).

Os fitófagos são encontrados na parte aérea das plantas (folhas, galhos, brotos, botões florais, flores e frutos), alimentando-se do conteúdo celular de tecidos não-lenhosos



Figuras 29.31-38. Asa anterior. **31**, Tubulifera; **32-38**, Terebrantia; **32**, Aeolothripidae; **33**, Panchaetothripinae, reticulada, relativamente larga (incomum), primeira veia de cerdas fundida à veia costal; **34**, Panchaetothripinae: primeira veia de cerdas próxima à costal; **35-36**, Thripinae, primeira veia de cerdas distinta da costal; **37**, asa reduzida, braquipteria; **38**, asa reticulada e alargada nos dois terços basais, *Arachisothrips millsi* Stannard (Panchaetothripinae).

ou do conteúdo de grãos de pólen (Kirk 1997). Várias espécies podem estar presentes em diferentes partes de uma mesma planta, devido à preferência específica por diferentes nichos ecológicos. A evolução de Thysanoptera em relação aos hospedeiros parece ter ocorrido mais em função da flora disponível do que em função da relação filogenética (Mound & Teulon 1995). Metade das espécies alimenta-se em flores e frutos em desenvolvimento, e a outra metade, em folhas. Embora a maioria prefira folhas jovens, alguns Thripidae (Panchaetothripinae), como espécies de *Selenothrips* Karny e *Heliothrips* Haliday, alimentam-se em folhas maduras ou senescentes. Os fitófagos ocasionalmente perfuram a pele humana, causando reações variáveis (de simples irritações à formação de feridas cutâneas) e transtorno público (Mound *et al.* 2002, Childers *et al.* 2005).

A interação tripes-hospedeiro depende de um grupo de fatores ambientais, visuais, táteis e químicos, que influenciam o comportamento e a fisiologia dos insetos. Pouco se conhece a respeito da especificidade hospedeira de fungívoros e, mesmo entre os fitófagos, relações hospedeiras precisas raramente foram estabelecidas, devido principalmente à atividade dispersiva de adultos, que muitas vezes são encontrados em grande número em plantas nas quais não podem se reproduzir e, portanto, não são hospedeiras verdadeiras (Mound 2005a). Além disso, muitas espécies são conhecidas de uma única coleta, principalmente nos trópicos. A despeito da falta de informações biológicas precisas para a maioria das espécies, a monofagia (alimentação em planta de um único gênero ou subgênero) parece ser rara entre os fitófagos, embora seja geralmente encontrada em várias espécies indutoras de galhas; a oligofagia (alimentação em várias espécies ou gêneros relacionados), encontrada na maioria das espécies que se alimentam em gramíneas, e a polifagia são mais comuns. Entre as espécies polífagas, encontra-se a maioria das espécies consideradas pragas importantes, incluindo as vetoras de agentes fitopatogênicos (Lewis 1973).

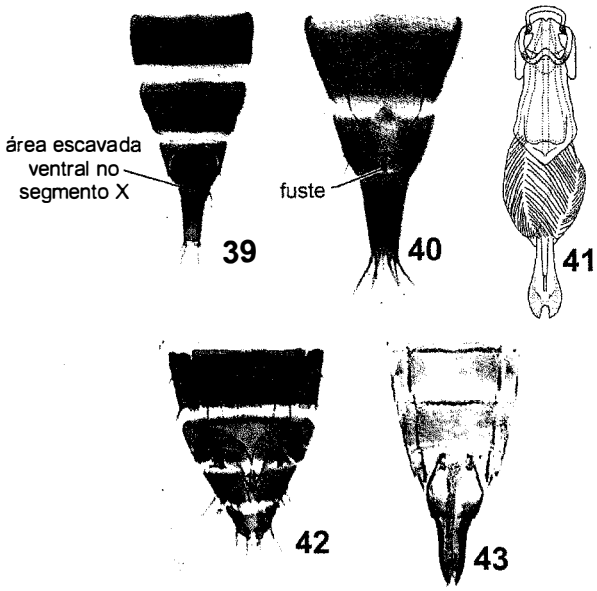
A predação primária ocorre em cerca de 300 espécies, em 24 gêneros e três famílias (Aeolothripidae, Thripidae e Phlaeothripidae), sendo poucas as espécies predadoras obrigatórias (Strassen 1995). No Brasil, há registro de 11 dos 24 gêneros predadores, incluindo alguns dos mais eficientes, como *Franklinothrips* Back, *Scolothrips* Hinds e *Leptothrips* Hood (Costa Lima 1938; Silva *et al.* 1968). Os predadores são geralmente polífagos, alimentando-se de pequenos artrópodes e/ou de seus ovos (ácaros, cochonilhas e outros tripes), e de nematoides (Strassen 1995).

A fitozoofagia, ou predação facultativa, parece ser bastante comum, ocorrendo mesmo em espécies reconhecidas pelos danos causados às plantas, como *T. tabaci* Lindeman, *F. schultzei* (Trybom) e *F. occidentalis* (Pergande), que ocasionalmente predam ácaros (Strassen 1995).

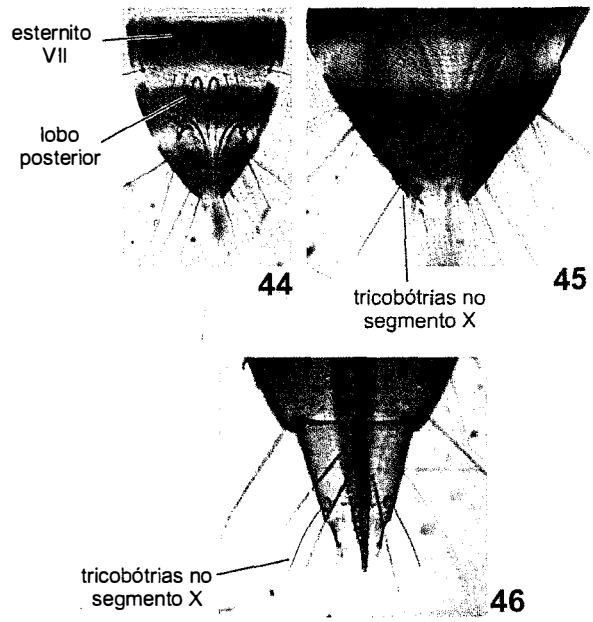
O ectoparasitismo foi relatado no Brasil para *Aulacothrips dictyotus* Hood e *Aulacothrips minor* Cavalleri, Kaminski & Mendonça Jr. (Heterothripidae), com ninfas e adultos ocorrendo sob as asas de imaturos e adultos de cigarrinhas, principalmente Aetalionidae e Membracidae (Izzo *et al.* 2002, Cavalleri *et al.* 2010, Alves-Silva & Del-Claro 2011).

O hábito tigmotático é um componente essencial da biologia de Thysanoptera. Esse comportamento, aliado ao pequeno tamanho e corpo ligeiramente achatado, permite-lhes habitar locais de difícil acesso, nos quais podem alimentar-se e desenvolver, e encontrar abrigo e proteção, além de facilitar seu transporte em material vegetal e dificultar sua detecção/identificação nos postos de inspeção.

A tendência de abrigar-se é pronunciada e crucial para sua sobrevivência sob condições adversas, uma vez que reduz a perda de água pela transpiração. Os tripes podem encontrar abrigos na natureza, induzir plantas a produzir abrigos (galhas), ou podem construí-los, colando ou "costurando"



Figuras 29.39-43. Extremidade abdominal. **39-41**, Tubulifera; **39**, macho; **40**, fêmea; **41**, detalhe do ovipositor eversível; **42-43**, Terebrantia; **42**, ovipositor reduzido; **43**, ovipositor desenvolvido.



Figuras 29.44-46. Extremidade abdominal. **44-45**, Merothripidae; **44**, esternito VII; **45**, segmento X com tricobótrias; **46**, segmento X, Aeolothripidae.

partes da planta, ou tecendo uma estrutura semelhante a tenda em sua superfície. Cerca de 300 espécies, em 55 gêneros (principalmente de Phlaeothripinae), induzem galhas em plantas pela sucção do conteúdo de células individuais, aparentemente uma a uma, por um tripes adulto (especialmente em Phlaeothripinae), enquanto a maioria das galhas causadas por outros insetos se desenvolve como resultado da presença de inseto imaturo, da sucção no sistema vascular da planta ou da oviposição (Mound 1994, Crespi *et al.* 2004, Mound & Morris 2005).

A maioria das espécies é solitária. Agregações são comuns, embora muitas sejam breves por estarem associadas à busca de recursos alimentares e/ou reprodutivos comuns. Alguns tripes que vivem em hábitats estáveis, com sobreposição de gerações, desenvolveram comportamento subsocial e social. A eussocialidade é encontrada em seis espécies de *Kladothrips* Froggatt (Phlaeothripidae) e caracteriza-se por apresentar divisão reprodutiva de trabalho e diferenças de castas permanentes (Crespi *et al.* 2004). O cuidado parental (maternal, paternal ou biparental) evoluiu dentro da subordem Tubulifera, envolvendo a defesa de recurso reprodutivo e/ou imaturos (Tallamy 2001). Em algumas espécies, como na subsocial *Suocerathrips linguis* Mound & Marullo, esse cuidado é necessário para que as ninfas se desenvolvam (Moritz 2002).

Classificação. A classificação dos insetos que chamamos "tripes" vem sendo hierarquizada de três maneiras alternativas: ordem Thysanoptera (subordens Terebrantia e Tubulifera) (Mound *et al.* 1980), superordem Thysanopteroidea (ordens Terebrantia e Tubulifera) (Bhatti 1988) e subordem Thripina (que, juntamente com a subordem Lophioneurina, composta apenas por fósseis, compõe a ordem Thripida) (Zherikhin 2002). Os representantes de Terebrantia e Tubulifera apresentam numerosas diferenças morfológicas, fundamentais para Bhatti (1988), que propôs que duas ordens fossem reconhecidas. No entanto, a classificação mais aceita é a primeira (ordem Thysanoptera), pois se considera que as sinapomorfias das partes bucais (assimetria do aparelho bucal e mandíbula direita ausente) e dos tarsos (arólio eversível na extremidade tarsal) são fortes evidências de linhagem monofilética (Mound & Morris 2004, 2007). A atual classificação baseia-se na tradicional, da qual difere por distinguir Melanthripidae de Aeolothripidae (ambos anteriormente assinalados em Aeolothripidae) (Bhatti 1990) e considerar Adiheterothripidae sinônimo de Stenurothripidae (Peñalver & Nel 2010). Abaixo, são listadas somente as famílias viventes, com o número de espécies conhecidas para o Brasil entre parênteses; famílias sem indicação estão ausentes ou ainda não foram assinaladas na fauna brasileira.

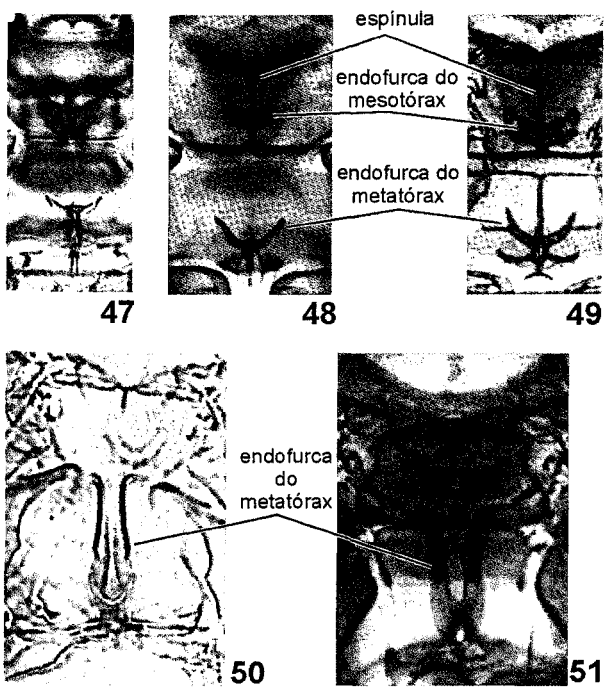
Subordem Tubulifera:

1. Phlaeothripidae (353)

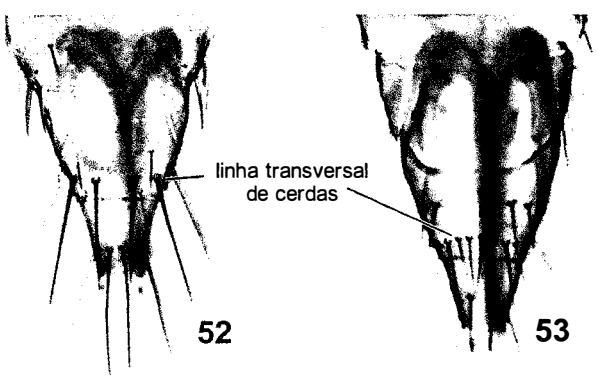
Subordem Terebrantia:

2. Uzelothripidae (1)
   Stenurothripidae
   Fauriellidae
   Melanthripidae
3. Merothripidae (9)
4. Aeolothripidae (8)
5. Heterothripidae (17)
6. Thripidae (132)

Relações filogenéticas. Há duas hipóteses para as relações entre as subordens, baseadas em fontes de dados morfológicos. Na primeira, Tubulifera e Terebrantia seriam grupos irmãos, sendo Phlaeothripidae (Tubulifera) irmão do conjunto das demais (oito) famílias (Terebrantia). Na segunda, Phlaeothripidae seria grupo irmão de Panchaetothripinae (subfamília de Thripidae), tornando os Thripidae parafiléticos (Mound *et al.* 1980). O grande número de diferenças entre os



Figuras 29.47-51. Detalhe da estrutura da endofurca do meso e metatórax. **47**, sem espínula no mesotórax de Panchaetothripinae; **48**, com espínula no mesotórax, Thripinae; **49**, com espínula no meso e metatórax, Heterothripidae; **50**, endofurca do metatórax em formato de lira, com braços estendendo-se ao mesotórax e próximos medianamente, Dendrothripinae; **51**, endofurca do metatórax com braços desenvolvidos, distantes medianamente, Panchaetothripinae.



Figuras 29.52-53. Linha de cerdas transversais na extremidade do tergito IX. **52**, dois pares em Thripinae; **53**, três pares em Sericothripinae.

membros das duas subordens (Bhatti 1988), reforça a primeira das hipóteses (Mound & Morris 2004).

Análises moleculares realizadas até o momento corroboram a monofilia dos Thysanoptera, mas ainda não permitiram esclarecer as relações filogenéticas dentro da ordem, evidenciando a necessidade de se testar uma quantidade maior de sequências e um maior de táxons, utilizando-se preferencialmente de outros marcadores moleculares para a construção de hipóteses adequadas sobre as relações filogenéticas dentro da ordem (Mound & Morris 2007). Análises moleculares realizadas por Crespi *et al.* (1996) sustentam a monofilia de Thysanoptera, embora o uso dos resultados tenha sido limitado pelo número reduzido de táxons (0,1% das espécies conhecidas). Testando maior número de espécies (1% das espécies conhecidas, exceto de Uzelothripidae e Fauriellidae), Morris & Mound (2003) obtiveram resultados que sugeriram algumas relações que não se encontram nas hipóteses atuais de filogenia de Thysanoptera. Um dos clados obtidos reúne todos os Tubulifera, sustentando a hipótese de monofilia dessa subordem e, portanto, de Phlaeothripidae, mas sem resolução para Phlaeothripinae e Idolothripinae. O outro clado reúne todos os Panchaetothripinae, resultado inesperado, uma vez que os demais táxons de Terebrantia se encontram sem resolução e nenhum dos agrupamentos de família foi recuperado. Mound *et al.* (1980) notaram alguns caracteres morfológicos em comum entre Phlaeothripidae e Panchaetothripinae. Se os resultados obtidos por Morris & Mound (2003) recebessem suporte de outros, isso sugeriria que esses caracteres são plesiomórficos para Thysanoptera, especialmente porque Panchaetothripinae e Phlaeothripidae foram apontados nesse trabalho como os dois clados mais basais de Thysanoptera. Esses resultados sugerem que a classificação apresentada pode não refletir a filogenia da ordem.

Apesar das divergências, há um padrão consistente de relações, no qual Aeolothripidae, Merothripidae e Uzelothripidae são basais, Thripidae e Phlaeothripidae, apicais e as demais famílias, intermediárias (Grimaldi & Engel 2005).

Importância. Os tripes fitófagos podem causar danos diretos às plantas devido à ação mecânica das partes bucais durante a alimentação, eliminação de gotas fecais e, em Terebrantia, também oviposição nos tecidos (Childers 1997). Esses danos dependem da espécie de tripes e de sua toxicidade salivar, da planta hospedeira (espécie, tecido vegetal infestado, estágio de desenvolvimento e suscetibilidade do cultivar ou espécie atacada), da profundidade de alimentação e da localização geográfica. Algumas espécies de tripes danificam uma única parte da planta, enquanto outras atacam duas ou mais. Em alguns casos, não se observa dano visível, mas apenas a queda na produção. Alguns dos danos afetam somente a aparência dos produtos vegetais, prejudicando ou impedindo sua comercialização.

A alimentação em plantas pode causar sintomas que consistem em distorção, prateamento, bronzeamento, morte, seca e abscisão de tecidos vegetais (vegetativos e/ou reprodutivos). Em frutos, a alimentação pode causar má-formação, nanismo, suberização (aspecto lenhoso) e deformação da epiderme, marcas e mudança na coloração na casca (incluindo prateamento e bronzeamento) e rachadura. Os orifícios deixados nos tecidos pela alimentação podem facilitar a penetração de fitopatógenos, como os fungos *Alternaria porri* (Ellis) Cif. (Ascomycetes) e *Botrytis cinerea* Pers. (Ascomycetes), aumentando a incidência de doenças (Childers 1997).

Em decorrência da alimentação, gotas de fluido anal são depositadas na superfície do tecido e, após evaporação, deixam resíduo no local, que consiste em mancha pequena e escura e que representa um sintoma característico do ataque de tripes. Essas manchas escuras, algumas vezes proeminentes, comprometem a aparência e, consequentemente, a comercialização dos produtos.

A oviposição em folhas, flores e frutos pode causar perdas econômicas em algumas plantas ou danos não mensuráveis em outras. Os possíveis sintomas em frutos consistem de pontos ou áreas de coloração escura, circundados ou não por halo esbranquiçado/pálido, ou somente este halo, ou ainda áreas circulares de coloração mais clara, levemente elevadas. Em flores, os danos limitam-se à cavidade e ao ponto de entrada do ovipositor.

O dano indireto causado às plantas decorrente da alimentação é a transmissão de agentes fitopatogênicos, especialmente vírus pertencentes a cinco grupos: Tospovirus, Ilarvirus, Sobemovirus, Carmovirus e Machlomovirus. Entre eles, destacam-se os Tospovirus, por infectarem, como grupo, centenas de espécies de plantas, causando doenças responsáveis por perdas significativas. A relação tripes-tospovirus é complexa. Os tripes são os únicos vetores conhecidos de Tospovirus (Bunyaviridae). Cada espécie de Tospovirus (20 espécies conhecidas e duas potencialmente novas a serem descritas) pode ser transmitida por uma ou mais espécies de tripes vetores, mas nem toda a população de uma espécie vetor pode transmitir determinado Tospovirus. A aquisição de Tospovirus é restrita a um período de tempo bem definido durante o primeiro e início do segundo estágio ninfal, quando há uma associação temporária entre mesêntero, músculos viscerais e glândulas salivares. A transmissão de Tospovirus é feita pelo adulto (Jones 2005; Whitfield *et al.* 2005; Pappu *et al.* 2009).

No mundo, pouco mais de 50 espécies são consideradas pragas, incluindo as 13 espécies vetores de Tospovirus (Mound 1996; Premachandra *et al.* 2005; Borbón *et al.* 2006; Ohnishi *et al.* 2006). Quase todas as espécies pragas são representantes de Thripidae, embora algumas espécies de Phlaeothripidae também possam causar dano foliar a várias plantas. Dentre os Thripidae, destacam-se quatro espécies: *Thrips tabaci* Lindeman, *Thrips palmi* Karny, *Frankliniella schultzei* (Trybom) e *Frankliniella occidentalis* (Pergande). No Brasil, aproximadamente 24 espécies de tripes (Terebrantia: 22, Tubulifera: 2) danificam plantas cultivadas, embora nem todas causem danos econômicos expressivos à agricultura como um todo. Além disso, seis das 13 espécies conhecidamente vetores de Tospovirus foram registradas no País (Monteiro 2002).

Entre os benefícios da presença de Thysanoptera em flores, a polinização talvez represente um dos mais importantes, mas até recentemente menos reconhecidos, atuando como agentes específicos ou associados a outros insetos (Mound & Terry 2001; Terry 2002; Williams *et al.* 2001). Na Amazônia, os tripes são os principais polinizadores de *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart. (Annonaceae) (Gottsberger 1999).

Outros possíveis benefícios envolvem tripes predadores e fitófagos, que podem ser utilizados no controle biológico de outros artrópodes e plantas daninhas, respectivamente. *Liothrips urichi* Karny, *Amynothrips andersoni* O'Neill e *Pseudophilothrips ichini* (Hood) são exemplos importantes de espécies utilizadas no controle de plantas daninhas (Lewis 1973, Garcia 1977, Cuda *et al.* 2004).

Os Thysanoptera podem ser atacados por outros insetos (como percevejos, outros tripes, larvas de neurópteros, moscas, vespas e formigas) e outros artrópodes (como ácaros, aranhas e pseudoescorpiões) (Sabelis & van Rijn 1997). Os himenópteros Chalcidoidea são os únicos parasitoides associados aos tripes, sendo Eulophidae associada às ninfas, e Mymaridae e Trichogrammatidae, aos ovos de tripes. Três espécies de nematoides do gênero *Thripinema* Siddiqi (Allantonematidae) parasitam tripes, tornando-os incapazes de produzir ovos viáveis (Loomans *et al.* 1997). Entre os entomopatógenos, 13 gêneros de fungo, oito em Hyphomicetes e cinco em Zygomicetes, infectam tripes (Butt & Brownbridge 1997).

Coleta, fixação e preparo de tripes em lâminas. Espécies que habitam serrapilheira podem ser coletadas com o uso do funil de Berlese e, posteriormente, transferidas para frascos de coleta. As espécies que habitam a parte aérea das plantas podem ser coletadas manualmente, diretamente nas plantas, ou batendo-se a planta (ou parte dela) sobre bandeja plástica. Espécies encontradas em troncos ou galhos mortos caídos no chão podem ser coletadas batendo-se o substrato sobre uma bandeja. Os tripes, ao caírem na bandeja, permanecem tempo suficiente no local para serem removidos com um pincel e colocados em frasco de coleta contendo A.G.A. (10 partes de álcool etílico 60%, 1 parte de glicerina e 1 parte de ácido acético glacial). Esse fixador ajuda a distender o corpo e manter seus apêndices flexíveis. Espécimes que serão armazenados devem ser transferidos para álcool etílico 60% e mantidos no escuro, preferivelmente a temperatura bem inferior a 0° C, para prevenir a perda de cor.

O preparo de tripes em lâminas de microscopia permanentes utiliza bálsamo do Canadá, enquanto o de lâminas temporárias, meio de Hoyer ou CMC 10®. A forma e a coloração dos indivíduos devem ser mantidas o mais próximo das condições naturais, embora clarificados, de modo a permitir a visualização de detalhes de sua superfície. No entanto, é difícil conseguir isso, uma vez que a clarificação implica geralmente na perda dessas característica, pois remove o conteúdo interno do corpo (maceração). Assim, recomenda-se montar alguns espécimes sem macerar e os demais, após maceração gentil.

A maceração deve ser feita à temperatura ambiente, sem aquecer o meio, para não danificar as cerdas e a superfície do corpo. Ela é feita com a imersão dos espécimes em solução aquosa de hidróxido de sódio (NaOH) a 5%, por até uma hora. Se, mesmo assim, o conteúdo corporal não for removido, deixar os espécimes por tempo maior, adicionando-se água à solução, ou transferir os mesmos para uma solução de NaOH mais fraca (até 2%). Espécimes mais claros são deixados menos tempo, enquanto os mais escuros suportam período maior. Durante a permanência dos espécimes na NaOH, deve-se perfurar cada um deles entre as coxas posteriores, com o auxílio de estilete de ponta fina, e massagear o abdômen, de modo a auxiliar a eliminação do conteúdo corporal. Distender as pernas e antenas, mas não as asas, até momentos antes da remoção dos espécimes da solução de NaOH. Exceto durante essa manipulação, os recipientes devem permanecer cobertos, para impedir que a água evapore e que a solução fique mais concentrada, danificando o espécime. Após a maceração, substituir a solução de NaOH por água destilada e adicionar, aos poucos, álcool etílico 50%. Substituir essa mistura por álcool etílico 60% recém-preparado e armazenar por pelo menos 24 horas. A desidratação consiste na imersão dos indivíduos em uma sequência de álcoois etílicos de concentração crescente, por diferentes períodos de tempo (70%, uma hora; 80%, 20 minutos; 95%, 10 minutos; absoluto, 5 minutos, repetindo-se o último passo) e, posteriormente, em óleo de cravo por pelo menos 30 minutos, antes de montar. Como esses produtos absorvem água da atmosfera, manter os frascos vedados. A troca interna de líquidos pode ser acelerada, melhorando o clareamento, massageando-se cada espécime gentilmente com um estilete.

Se a identificação envolver análise molecular, a coleta deve ser feita em álcool etílico absoluto e os espécimes devem ser armazenados a -20° C. Nesse caso, antes de se fazer a maceração, hidratar os espécimes em água por pelo menos uma hora. Em seguida, adicionar igual volume de solução de NaOH 5%. Seguir os demais passos como descrito anteriormente.

A montagem do espécime em lâminas de microscopia é facilitada com a utilização de um pequeno bloco de montagem (cartão branco, com cerca de 2,5 x 2,5 cm e 2 mm de espessura) fixado no centro de uma lâmina. Marcar o centro desse cartão com linhas cruzadas e cobrí-lo com fita adesiva. A sequência da montagem consiste em: (1) colocar uma lamínula circular (13 mm de diâmetro) sobre o bloco de montagem; (2) colocar uma gota de bálsamo do Canadá sobre o centro da lamínula e, nela, um espécime de tripes em decúbito dorsal, isto é, com as coxas voltadas para cima; (3) distender as pernas e as asas e alinhar as antenas, pela pressão de seus segmentos basais, com um microalfinete; (4) colocar pequena gota de Bálsamo no centro de uma lâmina de microscopia, invertê-la e abaixá-la firme, mas gentilmente, sobre o espécime no bálsamo da lamínula — assim que as superfícies se tocarem, reinverter o conjunto (lâmina + lamínula aderida); (5) colocar a lâmina em placa quente (cerca de 45°C). Deixar o bálsamo endurecer em estufa a 40°C por várias semanas. Após ter secado, a quantidade de bálsamo deve ser suficiente para suportar a lamínula, sem distorcer o espécime. Por fim, etiquetar a lâmina.

Chave para as famílias (do mundo) – Adultos

1. Tergito abdominal X formando um tubo fechado em ambos os sexos, embora no macho seja escavado ventralmente na base (Figs. 29.2, 39-40). Esternito abdominal VIII da fêmea semelhante ao VII em estrutura e quetotaxia. Fêmea sem ovipositor, mas com uma estrutura interna membranosa e eversível, semelhante a paraquedas (Fig. 29.41). Asa anterior, quando presente, sem veias longitudinais ou cerdas venais e com superfície sem microtríquias; "cerdas" marginais da franja (cílios) não emergindo de soquetes (Figs. 29.2, 31) .... **1. Phlaeothripidae**

— Tergito abdominal X sempre incompleto ventralmente em ambos os sexos, nunca formando tubo fechado (Fig. 29.1). Esternito abdominal VIII da fêmea ausente, no mínimo medianamente, ou muito diferente em estrutura do VII. Fêmea geralmente com ovipositor composto de quatro valvas serreadas (Figs. 29.42-43). Asa anterior, quando presente, com veias longitudinais, que geralmente possuem cerdas, e com superfície com muitas microtríquias; cerdas marginais da franja emergindo de soquetes (Figs. 29.32-38) **2**

2(1). Antena extremamente afilada, em forma de chicote. Antenômero III com sensor bem desenvolvido, circular e ventral, próximo ao ápice (Fig. 29.15) ... **2. Uzelothripidae**

— Antena sem forma de chicote. Antenômero III com sensor diferente **3**

3(2). Sensores dos antenômeros III e IV emergentes (Figs. 29.16-18, 25-26) **4**

— Sensores dos antenômeros III e IV não emergentes (Figs. 29.19-23, 27) **5**

4(3). Sensores emergentes em forma de tricoma, simples (Fig. 29.17, 26) ou furcado (Figs. 29.16, 25). Antena com seis, sete, oito ou nove artículos ..... **6. Thripidae**

— Sensores emergentes em forma de cone de base larga (Fig. 29.18). Antena com nove artículos [oeste dos EUA; leste do Mediterrâneo à Índia] ..... **(Stenurothripidae)**

5(3). Esternito abdominal VII com lobos pareados na margem posterior (Fig. 29.44), cada um com duas cerdas na base. Tergito abdominal X da fêmea com par de tricobótrias presente na margem posterior (Figs. 29.45-46) **6**

— Esternito abdominal VII sem lobos pareados na margem posterior. Tergito abdominal X da fêmea sem par de tricobótrias ou, se presentes, pouco desenvolvido **7**

6(5). Par de tricobótrias bem desenvolvidas (Fig. 29.45). Geralmente ápteros; asa anterior, se presente, afilada e com ápice pontiagudo. Antena geralmente com oito artículos, raramente com nove; antenômeros III e IV com sensores transversos no ápice (Figs. 29.19-20). Pequenos (fêmeas: 0,7 a 1,4 mm) ..... **3. Merothripidae**

— Par de tricobótrias pouco desenvolvidas. Sempre macrópteros; asas anteriores largas, com ápice bastante arredondado. Antena com nove artículos; antenômeros III e IV com sensores transversos obliquamente no ápice, em forma de faixa. Grandes (fêmeas: 1,3 a 3,0 mm) [região Holártica, Austrália e oeste da América do Sul] .... **(Melanthripidae)**

7(5). Antenômeros III e IV com sensores geralmente longitudinais lineares ao longo do comprimento, algumas vezes curvo próximo ao ápice (Fig. 29.21), ou transversos no ápice; três antenômeros distais relativamente unidos, sem constrição basal (Fig. 29.29). Tergito abdominal X da fêmea com par de tricobótrias, mas pouco desenvolvido (Fig. 29.46) .... **4. Aeolothripidae**

— Antenômeros III e IV com sensor transverso completo ao redor do ápice (Fig. 29.23, 27); três antenômeros distais distintos, com constrição basal (Fig. 29.28). Tergito abdominal X da fêmea sem tricobótrias **8**

8(7). Sensores nos antenômeros III e IV transversos e contínuos ao redor do ápice, com marcas internas (poros) circulares ou discoidais (Figs. 29.22, 27), algumas vezes curvos basalmente em cada lado desses segmentos .... **5. Heterothripidae**

— Sensores nos antenômeros III e IV transversos e descontínuos ao redor do ápice, sem marcas internas (Fig. 29.23) [sul da Europa, sudeste da África e EUA (Califórnia)] ....**(Fauriellidae)**

TUBULIFERA

1. Phlaeothripidae. É a mais diversa dos trópicos úmidos e a menos diversa nas regiões temperadas, com sua distribuição não se estendendo nem tanto ao norte, nem ao sul. São conhecidas aproximadamente 3.500 espécies, em 450 gêneros. No Brasil, as 353 espécies conhecidas, em 85 gêneros, representam cerca de dois terços da diversidade total de tripes conhecida no país e 10% da diversidade mundial de Phlaeothripidae. É dividida em duas subfamílias.

Chave para as subfamílias

1. Estilete maxilar largo, com 5-10 µm de diâmetro (Figs. 29.13-14). Machos sem área glandular no esternito abdominal VIII. Cerdas B2 no tergito abdominal IX tão longas quanto as cerdas B1 e B3 ..... **Idolothripinae**

— Estilete maxilar estreito, com 2-3 µm (Figs. 29.11-12), raramente 3-6 µm em algumas espécies com antenômeros VII e VIII amplamente unidos. Machos frequentemente com área glandular no esternito VIII. Geralmente com as cerdas B2 do tergito IX mais curtas e distintas (Fig. 29.2) .... **Phlaeothripinae**

Idolothripinae. Inclui alguns dos maiores espécimes, cujo comprimento do corpo pode atingir até 15 mm. As 700 espécies, em 80 gêneros, alimentam-se ingerindo esporos inteiros de fungos. No Brasil, a maioria das 64 espécies conhecidas, em 17 gêneros, foi coletada em folhiço e ramos mortos. Algumas espécies foram encontradas em gramíneas, cápsulas abertas de *Sesbania* sp. (Fabaceae) ou folhas jovens de guaranazeiro (Monteiro 2002). Chave para gêneros e espécies foi publicada por Mound & Marullo (1996).

Phlaeothripinae. Aproximadamente 2.800 espécies, em 370 gêneros, são agrupadas, em função da morfologia e do hábito alimentar em três linhagens: *Haplothrips* Amyot & Serville, *Liothrips* Uzel e *Phlaeothrips* Haliday. Cerca de metade das 2.800 espécies alimenta-se de hifas de fungos (linhagem *Phlaeothrips*). A maioria das demais espécies alimenta-se em tecidos florais (linhagem *Haplothrips*) ou foliares (linhagem *Liothrips*), poucas espécies em musgos e um número ainda menor de espécies predadoras de pequenos artrópodes (Mound & Marullo 1996). No Brasil, a maioria das 287 espécies

conhecidas, em 67 gêneros, foi coletada principalmente em ramos mortos, folhas mortas e serrapilheira. Chave para gêneros e espécies pode ser encontrada em Mound & Marullo (1996).

TEREBRANTIA

São conhecidas cerca de 2.322 espécies, em 329 gêneros.

2. Uzelothripidae Possui uma espécie, *Uzelothrips scabrosus* Hood, encontrada em ramos mortos no Pará e no sul do Brasil, em ramos mortos e serrapilheira em Cingapura e em casca de eucalipto na Austrália (Tree 2009). Provavelmente é fungívora. A asa anterior (quando presente), a antena e a estrutura utilizada para oviposição (membranosa e eversível) são diferentes de outros tisanópteros. São minúsculos (0,5 a 0,7 mm), de coloração marrom-escura e geralmente sem asas, embora ocorram machos ápteros e fêmeas macrópteras e ápteras (Mound *et al.* 1980).

3. Merothripidae. As 15 espécies conhecidas, em três gêneros, encontram-se nos trópicos e subtrópicos, sendo a maioria sul-americana. Ocorrem na serrapilheira ou em ramos/troncos mortos caídos no chão e alimentam-se de hifas de fungos. No Brasil, foram registradas nove espécies, em dois gêneros (oito em *Merothrips* e uma em *Damerothrips* Hood), associadas principalmente a ramos mortos. São pequenas (0,7 a 1,4 mm) e com muitos caracteres plesiomórficos. Algumas espécies apresentam dimorfismo sexual marcante. Chave para gêneros e espécies do mundo pode ser encontrada em Mound & O'Neill (1974) e para as neotropicais, em Mound & Marullo (1996).

4. Aeolothripidae. A maioria das 190 espécies conhecidas, distribuídas em 23 gêneros, encontra-se na região Holártica, embora grande diversidade de gêneros ocorra em áreas montanhosas da América do Sul e na Austrália. Em regiões temperadas, são encontradas usualmente nos cultivos, mas não são consideradas pragas. Exibem variedade de hábitos alimentares, de estritamente fitófago, entre as espécies mais basais, a predador obrigatório, entre as espécies de *Franklinothrips* Back e *Mymarothrips* Bagnall e, possivelmente, *Stomatothrips* Hood. Entre esses extremos de biologias, situa-se número considerável de espécies que seguem estratégias intermediárias, envolvendo a predação facultativa (fitozoofagia). São tripes grandes (1,0 a 3,0 mm), com asas largas e geralmente bicoloridas. É tida como a família mais basal da ordem, por apresentar asas largas e com maior número de veias. No Brasil, oito espécies encontram-se associadas às monocotiledôneas (gramíneas) (*Stomatothrips* spp.), "dicotiledôneas" (*Franklinothrips* spp.) ou ambas (*Erithrothrips* spp.). Chaves para gêneros e espécies em Mound & Marullo (1996) e para espécies de *Franklinothrips* em Mound & Reynaud (2005).

5. Heterothripidae. Todas as 70 espécies conhecidas, em quatro gêneros, são encontradas no Novo Mundo. Pouco se conhece sobre a biologia da maioria das espécies, com frequência encontradas em flores de várias famílias de plantas, embora muitas sejam aparentemente específicas. Das 17 espécies, em três gêneros, conhecidas no Brasil, várias estão associadas a "dicotiledôneas", duas espécies de *Heterothrips* Hood foram encontradas em hábitats com formigas e *Aulacothrips dictyotus* Hood tem o hábito ectoparasita, inédito em Thysanoptera (De Santis 1972; Del-Claro *et al.* 1997; Izzo *et al.* 2002, , Cavalleri *et al.* 2010, Alves-Silva & Del-Claro 2011). Chaves para gêneros e espécies de *Heterothrips* está presente em Mound & Marullo (1996).

6. Thripidae. Há cerca de 1.970 espécies descritas, em 287 gêneros, pequenas (0,7 a 3,0 mm), encontradas em todas partes do mundo. É a família que reúne a maioria das espécies de maior importância econômica. É dividida em quatro subfamílias (Mound & Marullo 1996; Mound 1999).

Chave para as subfamílias

1. Superfície da cabeça, pronoto e particularmente fêmur anterior com esculturação reticulada marcante (Fig. 29.8). Primeira veia da asa anterior próxima ou fundida à veia costal (Figs. 29.33-34). Endofurca do mesotórax sem espínula (Fig. 29.47) ..... **Panchaetothripinae**

— Superfície da cabeça e pronoto raramente com esculturação reticulada; fêmur anterior sem esculturação reticulada (Figs. 29.3-7). Primeira veia da asa anterior geralmente distinta da costal (Figs. 29.32, 35-36). Endofurca do mesotórax geralmente com espínula mediana (Figs. 29.48-51) **2**

2(1). Endofurca do metatórax geralmente desenvolvida em uma estrutura alongada em forma de lira, com par de braços curvos, que se estendem ao mesotórax e se encontram próximos medianamente (Fig. 29.50) ..... **Dendrothripinae**

— Endofurca do metatórax simples e com braços curtos ou pouco alongados, geralmente transversa e algumas vezes com uma espínula mediana longa (Figs. 29.48-49) **3**

3(2). Pronoto geralmente com área colorida e/ou esclerotizada distinta póstero-medianamente (Fig. 29.5). Tergito abdominal IX com três pares de cerdas desenvolvidas, em linha transversal (Fig. 29.53). Terços laterais dos tergitos abdominais com numerosas fileiras de microtríquias próximas. Antenômero VI com sensor cuja base é estreita (menor que o dobro da largura da base das cerdas mais próximas) e muito longa (cerca de metade do comprimento do artículo, na maioria das espécies). Asa anterior com a primeira veia com série de cerdas completa. Pernas anteriores com muitas fileiras regulares de microtríquias ..... **Sericothripinae**

— Pronoto sem área colorida ou esclerotizada distinta (Figs. 29.6, 7). Tergito abdominal IX com dois pares de cerdas desenvolvidas, em linha transversal (Fig. 29.52). Terços laterais dos tergitos abdominais geralmente sem numerosas microtríquias. Antenômero VI sem o tipo de sensor descrito acima. Asa anterior com a primeira veia com série de cerdas, completa ou não. Pernas anteriores sem fileiras regulares de microtríquias ..... **Thripinae**

Panchaetothripinae. São reconhecidas 130 espécies, em 38 gêneros, tropicais e subtropicais, embora algumas espécies também sejam encontradas em várias culturas protegidas em áreas temperadas, algumas vezes causando danos. Espécies geralmente marrom-escuras, com esculturação marcante que, frequentemente, apresentam movimentos lentos. Alimentam-se de folhas, muitas vezes preferindo folhas maduras às jovens, sendo a polifagia comum em algumas

espécies. No Brasil, foram constatadas 16 espécies, em nove gêneros, a maioria associada principalmente às folhas de "dicotiledôneas". Chaves para gêneros e espécies em Wilson (1975) e Mound & Marullo (1996), e para espécies de *Heliothrips* Haliday em Mound & Monteiro (1997) e Mound *et al.* (2001).

Dendrothripinae. Há 100 espécies descritas, em 16 gêneros, que vivem em folhas. Os adultos são caracterizados pela estrutura torácica (endofurca metatorácica desenvolvida) e habilidade em saltar, fato que, juntamente com seu pequeno tamanho, provavelmente dificulte sua observação e coleta. Muitos vivem em folhas na copa das árvores, sendo conhecida a associação de alguns gêneros com seus hospedeiros. Para o Brasil, foram registradas cinco espécies em *Leucothrips* e *Pseudodendrothrips*, mas pouco se conhece sobre seus hábitos. Chave para gêneros em Mound & Marullo (1996).

Sericothripinae. A maioria das 140 espécies conhecidas, em 3 gêneros, é encontrada em folhas e, algumas vezes, em flores. Não é muito bem caracterizada, embora na maioria das espécies o adulto tenha uma mancha colorida e/ou esclerotizada no pronoto. No Brasil, as 17 espécies em *Hydatothrips* Karny e *Neohydatothrips* John são pouco conhecidas. Chaves para gêneros e espécies podem ser encontradas em Wilson (1975) e Mound & Marullo (1996).

Thripinae. Há cerca de 1.600 espécies em 230 gêneros conhecidas no mundo. Os adultos, em sua maioria, são pequenos e ocupam grande variedade de hábitats. Muitas espécies são fitófagas, poucas predadoras obrigatórias e raras fungívoras. Entre as espécies fitófagas, muitas estão restritas a flores e folhas de gramíneas, poucas vivem em musgos ou samambaias e algumas, muito oportunistas em seus hábitos, alimentam-se de tecidos foliares e/ou florais, assim como de pequenos artrópodes (fitozoofagia), englobando a maioria das espécies pragas. Para o Brasil, são registradas 104 espécies, em 33 gêneros. Chaves para gêneros e espécies foram publicadas por Mound & Marullo (1996), para espécies de *Thrips* L., por Nakahara (1994) e para espécies de *Scirtothrips* Shull, por Mound & Strassen (2001).

Agradecimentos. Aos Drs. Ailton R. Monteiro e Carlos H. W. Flechtmann, pela revisão crítica de versão preliminar deste capítulo. A Gregory Wheeler (USDA, Flórida), Alexander Wild (www.alexanderwild.com), Adriano Cavalleri e Lucas A. Kaminski (Cavalleri & Kaminski 2007), pelas imagens fornecidas. Ao CSIRO, por disponibilizar a imagem de *Arachisothrips millsi*, de L.A. Mound (www.ento.csiro.au/thysanoptera/worldthrips.html).

Referências bibliográficas

Alves-Silva, E. & K. Del-Claro 2010. Thrips in the Neotropics: What do we know so far? **Trends in Entomology** 6: 77-88.

Alves-Silva, E. & K. Del-Claro 2011. Ectoparasitism and phoresy in Thysanoptera: the case of Aulacothrips dictyotus (Heterothripidae) in the Neotropical savanna. **Journal of Natural History** 45(7-8): 393-405.

Bhatti, J.S. 1988. The orders Terebrantia and Tubulifera of the superorder Thysanoptera (Insecta). A critical appraisal. **Zoology (Journal of Pure and Applied Zoology)** 1: 167-240.

Bhatti, J.S. 1989. The classification of Thysanoptera into families. **Zoology (Journal of Pure and Applied Zoology)** 2: 1-23.

Bhatti, J.S. 1990. Family group names in the Order Terebrantia (Insecta). **Zoology (Journal of Pure and Applied Zoology)** 2: 185-192.

Borbón, C.M. de; O. Garcia & R. Píccolo 2006. Relationships between Tospovirus incidence and thrips population on tomato in Mendoza, Argentina. **Journal of Phytopathology** 154(2): 93-99.

Butt, T.M. & M. Brownbridge 1997. Fungal pathogens of thrips, p. 399-433. *In*: T. Lewis (ed.). **Thrips as crop pests**. Wallinford, UK, CAB International, xii + 740 p.

Cavalleri, A.; L.A. Kaminski & M.S. Mendonça Jr. 2010. Ectoparasitism in Aulacothrips (Thysanoptera: Heterothripidae) revisited: host diversity in honeydew-producing Hemiptera and description of a new species. **Zoologischer Anzeiger** 249: 89-101.

Cavalleri, A.; H.P. Romanowski & L.A. Redaelli 2006. Thrips species (Insecta, Thysanoptera) inhabiting plants of the Parque Estadual de Itapuã, Viamão, Rio Grande do Sul State, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia** 23(2): 367-374.

Childers, C.C. 1997. Feeding and Oviposition injuries to plants, p. 505-537. *In*: T. Lewis (ed.). **Thrips as crop pests**. Wallinford, UK, CAB International, xii + 740 p.

Childers, C.C.; R.J. Beshear; G. Frantz & M. Nelms 2005. A review of thrips species biting man including records in Florida and Georgia between 1986-1997. **Florida Entomologist** 88(4): 447-450.

Costa Lima, A.M. 1938. Ordem Thysanoptera, p. 405-452. **Insetos do Brasil**, Tomo 1, Série Didática n° 2. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, x + 470 p.

Crespi, B.J.; D.C. Morris & L.A. Mound 2004. **Evolution of ecological and behavioural diversity: Australian *Acacia* thrips as model organisms**. Canberra, Australian Biological Resources Study and ANIC, CSIRO, 321 p.

Crespi, B.J.; D. Carmean; L. Vawter & C. von Dohlen 1996. Molecular phylogenetics of Thysanoptera. **Systematic Entomology** 21: 79-87.

Cuda, J.P.; D.H. Habeck; S.D. Hight; J.C. Medal & J.H. Pedrosa-Macedo 2004. Brazilian Peppertree, *Schinus terebinthfolius*: Sumac Family-Anacardiaceae, p. 439-441. *In*: E. Coombs; J. Clark; G. Piper & A. Cofrancesco (eds.). **Biological Control of Invasive Plants in the United States**. Corvallis, Oregon State University Press. 448 p.

De Santis, L. 1972. Descripción prelminar de una nueva especie de *Heterothrips* del Brasil (Thysanoptera: Heterothripidae). **Studia Entomologica** 15(1-4): 431-432.

Del-Claro, K.; R. Marullo & L.A. Mound 1997. A new Brazilian species of *Heterothrips* (Insecta: Thysanoptera) co-existing with ants in the flowers of *Peixotoa tomentosa* (Malpighiaceae). **Journal of Natural History** 31: 1307-1312.

Feller, I.C.; H. Kudoh; C.E. Tanner & D.F. Whigham 2002. Sex-biased herbivory in Jack-in-the-pulpit (*Arisaema triphyllum*) by a specialis thrips (*Heterothrips arisaemae*). *In*: R. Marullo & L.A. Mound (eds.). **Thrips and Tospoviruses: Proceeding of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. CD-ROM. Canberra, ANIC, 390 p.

Garcia, C.A. 1977. **Biologia e aspectos da ecologia e do**

comportamente defensivo comparado de *Liothrips ichini* Hood, 1949 (Thysanoptera, Tubulifera). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brasil. 75 p.

Gottsberger, G. 1999. Pollination and evolution in neotropical Annonaceae. **Plant Species Biology 14**: 143-152.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of Insects**. New York, Cambridge University Press, xv + 755 p.

Heming, B.S. 1991. Order Thysanoptera, p. 1-21. *In*: F.W. Stehr (ed.). **Immature Insects**, vol. 2. Dubuque, Kendal-Hunt Publishing Company, xvi + 974 p.

Heming, B.S. 1993. Structure, function, ontogeny, and evolution of feeding in thrips (Thysanoptera), p. 3-41. *In*: C.W. Schaefer & R.A.B. Leschen (eds.). **Functional morphology of insect feeding**. Lanham, Maryland, Entomological Society of America, ii +162 p.

Izzo, T.J.; S.M.J. Pinent & L.A. Mound 2002. *Aulacothrips dictyotus* (Heterothripidae), the first ectoparasitic thrips (Thysanoptera). **Florida Entomologist** 85(1): 281-283.

Jones, D.R. 2005. Plant viruses transmitted by thrips. **European Journal of Plant Pathology** 113: 119-157.

Kirk, W.D.J. 1997. Feeding, p.119-174. *In*: T. Lewis (ed.). **Thrips as crop pests**. Wallinford, UK, CAB International, xii + 740 p.

Kristensen, N.P. 1991. Phylogeny of extant hexapods, p. 125-140. *In*: I.D. Naumann (ed.). **The Insects of Australia, a textbook for students and research workers**, vol. 1, 2nd ed. Ithaca, NY, Cornell University Press, xvii + 542 p.

Kukalová-Peck, J. 1991. Fossil history and the evolution of Hexapod structures, p. 141-179. *In*: CSIRO (Division of Entomology) (ed.). **The Insects of Australia, a textbook for students and research workers**, vol. 1, 2nd ed. Ithaca, NY, Cornell University Press, xvii + 542 p.

Kumm, S.; R. Kranz & G. Moritz 2006. Mikroorganismen-gesteuerte parthenogenese bei Thysanopteren. **Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für allgemeine und angewandte Entomologi** 15: 153-156.

Lewis, T. 1973. **Thrips, their biology, ecology and economic importance**. London, Academic Press Inc., xv + 349 p.

Loomans, A.J.M.; T. Murai & I.D. Greene 1997. Interactions with hymenopterous parasitoids and parasitic nematodes, p. 355-397. *In*: T. Lewis (ed.). **Thrips as crop pests**. Wallinford, UK, CAB International, xii + 740 p + 12 pranchas.

Miyasato, E.S. 2005. **A taxonomic study on common thrips (Thysanoptera, Terebrantia) occurring on the ornamental plants of Southern Brazil**. Tokyo: Tokyo University of Agriculture. March 2005. Tese de Mestrado. xi + 168 p.

Monteiro, R.C. 2002. The Thysanoptera fauna of Brazil, p. 325-340. *In*: R. Marullo & L.A. Mound (eds.). **Thrips and Tospovirus: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. Canberra, ANIC, 390 p.

Monteiro, R.C. & E.F.B. Lima 2011. **Thysanoptera of Brazil**. <www.lea.esalq.usp.br/thysanoptera>. Updated August 11, 2011. Acessado ago/2011.

Moritz, G. 1995. Morphogenetic development of some species of the order Thysanoptera (Insecta), p. 489-504. *In*: B.L. Parker; M. Skinner & T. Lewis (eds.). **Thrips biology and management**. New York, Plenum Press, xvi + 636 p.

Moritz, G. 1997. Structure, growth and development, p. 15-63. *In*: T. Lewis (ed.). **Thrips as crop pests**. Wallinford, UK, CAB International, xii + 740 p.

Moritz, G. 2002. The biology of thrips is not the biology of their adults: a developmental view, p. 259-266. *In*: R. Marullo & L.A. Mound (eds.). **Thrips and Tospovirus: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. Canberra, ANIC, 390 p.

Mound, L.A. & I. Terry 2001. Pollination of the central Australian cycad, *Macrozamia macdonnellii*, by a new species of basal clade thrips (Thysanoptera). **International Journal of Plant Sciences** 162: 147-154.

Moritz, G.; G. Tschuch & A. Steller 2006. Apoptose der rechten Mandibelknospe während der ontogenese von Thysanopteren – ein sich zweifach wiederholendes Phänomen. **Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für allgemeine und angewandte Entomologi** 15: 367-370.

Morse, J.G. & M.S. Hoddle 2006. Invasion biology of thrips. **Annual Review of Entomology** 51: 67-89.

Morris, D.C. & L.A. Mound 2003. Thysanoptera phylogeny – the molecular future. **Entomologische Abhandlungen** 61(2): 151-153.

Mound, L.A. 1994. Thrips and gall induction: a search for patterns, p. 131-149. *In*: M.A.J. Williams (ed.). **Plant galls: organisms, interacton populations**. Oxford: Claredon Press, 488 p.

Mound, L.A. 1996. The Thysanoptera vector species of Tospovirus. **Acta Horticulturae** 431: 298-309.

Mound, L.A. 1999. Saltatorial leaf-feeding Thysanoptera (Thripidae, Dendrothripinae) in Australia and New Caledonia, with newly recorded pests of ferns, Figs. and mulberries. **Australian Journal of Entomology** 38: 257-273.

Mound, L.A. 2000. The aquatic thrips *Organothrips indicus* Bhatti (Thysanoptera: Thripidae) in Queensland, and a new species, *O. wrighti*, from tropical Australia. **Australian Journal of Entomology** 39: 10-14.

Mound, L.A. 2005a. Fighting, flight and fecundity: behavioural determinants of Thysanoptera structural diversity, p. 81-106. *In*: T.N. Ananthakrishnan & D. Whitman (eds.). **Insect Phenotypic Plasticity**. Enfield, NH, Science Publishers, Inc. 210 p.

Mound, L.A. 2005b. Thysanoptera: diversity and interactions. **Annual Review of Entomology** 50: 247-269.

Mound, L.A. 2009. Sternal pore plates (glandular areas) of male Thripidae (Thysanoptera) **Zootaxa** 2129; 29-46.

Mound, L.A. 2011. **World Thysanoptera**. <anic.ento.csiro.au/thrips>. Updated June 3, 2011. Acessado ago/2011.

Mound, L.A.; B.S. Heming & J.M. Palmer 1980. Phylogenetic relationships between the families of recent Thysanoptera (Insecta). **Zoological Journal of the Linnean Society of London** 69: 111-141.

Mound, L.A. & R. Marullo 1996. **The thrips of Central and South America: an introduction (Insecta: Thysanoptera)**. Memoirs on Entomology International, 6: 1-487. Gainesville, Florida, Associated Publishers, 487 p.

Mound, L.A.; R. Marullo & J.W.H. Trueman 2001. The greenhouse thrips, *Heliothrips haemorrhoidalis*, and its generic relationships with the subfamily Panchaetothripinae (Thysanoptera; Thripidae). **Journal of Insect Systematics and Evolution** 32: 1-12.

Mound, L.A. & R.C. Monteiro 1997. A review of the genus *Heliothrips* (Thysanoptera; Thripidae), with a new sister-species of the greenhouse thrips from South Eastern Brazil. **Journal of the New York Entomological Society** 105(3-4): 154-160.

Mound, L.A. & D.C. Morris 2004. Thysanoptera phylogeny – the morphological background. **Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica** 39(1-3): 101-113.

Mound, L.A. & D.C. Morris 2005. Gall-inducing thrips: an evolutionary perspective, p. 59-72. *In*: A. Raman; C.W. Schaefer & T.M. Withers (eds.). **Biology, ecology, and evolution of gall-inducing arthropods**. Enfield, NH, Science Publishers, Inc., xxi + 817 p.

Mound, L.A. & D.C. Morris 2007. The insect Order Thysanoptera: classification versus systematics. **Zootaxa** 1668: 395-411.

Mound, L.A. & K. O'Neill 1974. Taxonomy of the Merothripidae, with

ecological and phylogenetic considerations (Thysanoptera). **Journal of Natural History** 8: 481-509.

Mound, L.A. & J.M. Palmer 1983. The generic and tribal classification of spore-feeding Thysanoptera (Phlaeothripidae: Idolothripinae). **Bulletin of British Museum (Natural History), Entomology Series** 46(1): 1-174.

Mound, L.A. & P. Reynaud 2005. *Franklinothrips*; a pantropical Thysanoptera genus of ant-mimicking obligate predators (Aeolothripidae). **Zootaxa** 864: 1-16.

Mound, L.A.; S. Ritchie & J. King 2002. Thrips (Thysanoptera) as a public nuisance: a Queensland case study and overview, with comments on host plant specificity. **Australian Entomologist** 29: 25-28.

Mound, L.A. & R. zur Strassen 2001. The genus *Scirtothrips* (Thysanoptera: Thripidae) in Mexico: a critique of the review by Johansen & Mojica-Guzmán. **Folia Entomologica Mexicana** 40: 133-142.

Mound, L.A. & D.A.J. Teulon 1995. Thysanoptera as phytophagous opportunists, p. 3-19. *In*: B.L. Parker; M. Skinner & T. Lewis (eds.). **Thrips biology and management**. New York, Plenum Press, xvi + 636 p.

Murai, T. & S. Toda 2002. Variation of *Thrips tabaci* in colour and size, p. 377-378. *In*: R. Marullo & L.A. Mound (eds.). **Thrips and Tospoviruses: Proceeding of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. CD-ROM. Canberra, ANIC, 390 p.

Nakahara, S. 1994. **The genus *Thrips* Linnaeus (Thysanoptera: Thripidae) of the New World**. U.S. Department of Agriculture, ARS, Technical Bulletin n. 1822, vi + 183 p.

Nüesch, H. 1987. Metamorphose bei Insekten. Direkte und indirekte Entwicklung bei Apterygoten und Exopterygoten. **Zoologische Jahrbücher, Anatomie** 115: 453-487.

Ohnishi, J.; H. Katsuzaki; S. Tsuda; T. Sakurai,; K. Akutsu & T. Murai. 2006. *Frankliniella cephalica*, a new vector for tomato spotted wilt virus. **Plant Disease** 90(5): 685.

Pappu, H.R.; R.A.C. Jones & R.K. Jain 2009. Global status of tospovirus epidemics in diverse cropping systems: successes achieved and challenges ahead. **Virus Research** 141: 219-236.

Peñalver, E. & P. Nel 2010. Hispanothrips from Early Cretaceous Spanish amber, a new genus of the resurrected family Stenurothripidae (Insecta: Thysanoptera). **Annales de la Société Entomologique de France** (N.S.). 46 (1-2): 138–147.

Pinent, S.M.J.; H.P. Romanowski; L.R. Redaelli & A. Cavalleri 2006. Species composition and structure of Thysanoptera communities in different microhabitats at the Parque Estadual de Itapuã, Viamão, RS. **Brazilian Journal of Biology** 66(3): 765-779.

Premachandra, W.T.S.D.; C. Borgemeister; E. Maiss; D. Knierim & H.M. Poehling 2005. *Ceratothripoides claratris*, a new vector of a capsicum chlorosis virus isolate infecting tomato in Thailand. **Phytopathology** 95: 659-663.

Sabelis, M.W. & P.C.J. Van Rijn 1997. Predation by insects and mites, p. 259-354. *In*: Lewis, T. (ed.). **Thrips as crop pests**. Cambridge, U.K., CAB International University Press, xii + 740p + 12 pranchas.

Silva, A.G.A.; C.R. Gonçalves; D.M. Galvão; A.J.L. Gonçalves; J. Gomes; M.N. Silva & L. Simoni 1968. Ordem Thysanoptera, tomo 1, parte 2, p. 18-33. **Quarto catálogo de insetos que vivem nas plantas do Brasil, seus parasitos e predadores**. Rio de Janeiro, Ministério da Agricultura, xxiv + 622 p.

Strassen, R. zur 1995. Bionomial data of some predacious thrips, p. 325-328. *In*: B.L. Parker; M. Skinner & T. Lewis (eds.). **Thrips biology and management**. New York, Plenum Press, xvi + 636 p.

Takahashi, R. 1921. The metamorphosis of Thysanoptera with notes on that of Coccidae. **Zoological Magazine** (Tokyo) 35: 85.

Tallamy, D.W. 2001. Evolution of exclusive paternal care in Arthropods. **Annual Review of Entomology** 46: 139-165.

Terry, I. 2002. Thrips: the primeval pollinators?, p. 157-162. *In*: R. Marullo & L.A. Mound (eds.). **Thrips and Tospovirus: Proceedings of the 7th International Symposium on Thysanoptera**. Canberra, ANIC, 390 p.

Tree, D.J. 2009. Disjunction distribution of Uzelothripidae (Thysanoptera) new to Australia. **Zootaxa** 2207:67-68.

Whitfield, A.E., D.E. Ullman & T.L. German 2005. Tospovirus-thrips interactions. **Annual Review of Phytopathology** 43: 459-489.

Williams, G.; P. Adams & L.A. Mound 2001. Thrips (Thysanoptera) pollination in Australian subtropical rainforests, with particular reference to pollination of *Wilkiea huegeliana* (Monimiaceae). **Journal of Natural History** 35: 1-21.

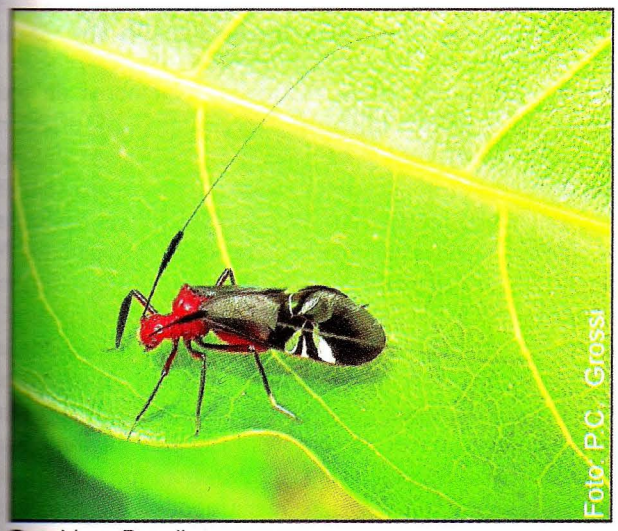
Wilson, T.H. 1975. A monograph of the subfamily Panchaetothripinae (Thysanoptera: Thripidae). **Memoirs of the American Entomological Institute** 23(iii): 1-354.

Zherikhin, V.V. 2002. Order Thripida Fallen, 1914, p. 133-143. *In*: A.P. Rasnitsyn & D.L.J. Quicke (eds.). **History of Insects**. Dordrecht, Kluwer Academic Publisher, 517 p.

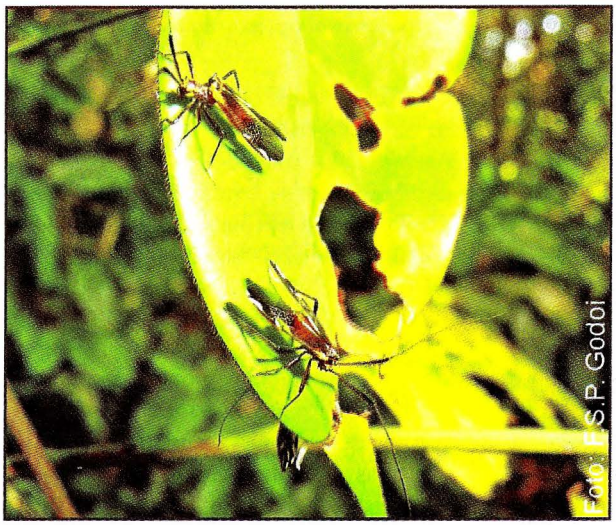
Capítulo 30

PSOCOPTERA

Alfonso N. García Aldrete
Edward L. Mockford

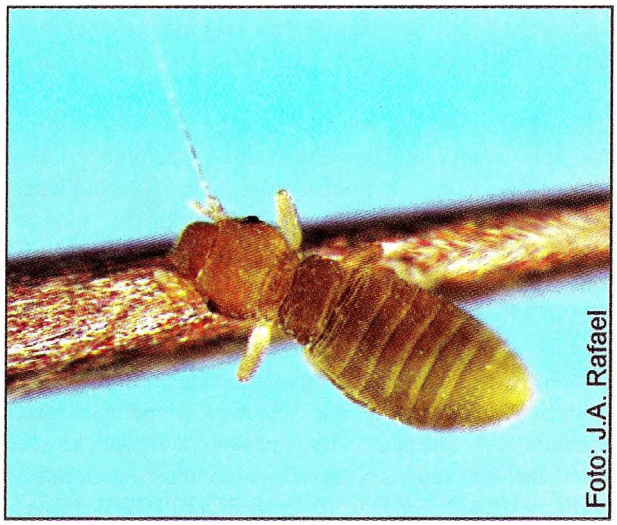


Psocidae: *Poecilopsocus* sp.



Psocidae: *Dyctiopsocus pennicornis*

Psocidae: *Cerastipsocus* sp.



Liposcelididae: *Liposcelis* sp.

PSOCOPTERA Shipley, 1904

Alfonso N. García Aldrete
Edward L. Mockford

Psocoptera: do grego *psoco*; "*psochein*" = triturar, roer; *pteron* = asa. Refere-se ao hábito dos psocópteros de roer o alimento.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, terrestres, no máximo com 10 mm de comprimento. Cabeça grande e móvel. Antena filiforme. Pós-clípeo bulboso. Mandíbulas assimétricas. Maxila com lacínia livre, alongada. Palpo labial reduzido. Asas, quando presentes, membranosas, mantidas em forma de telhado sobre o abdômen quando em repouso. Venação simples. Formas braquípteras e ápteras comuns. Tarsos dímeros ou trímeros nos adultos, dímeros nas ninfas. Cerco ausente.

Introdução. Os psocópteros não têm nomes populares no Brasil. Em algumas classificações, são tratados como Corrodentia ou Copeognatha. São cosmopolitas, mais diversos nos trópicos e áreas circuntropicais. Até o final de 2005, haviam sido descritas 5.557 espécies em 474 gêneros no mundo (Lienhard & Smithers 2002a,b; Lienhard 2004; García-Aldrete 2006). O número real de espécies existentes deve duplicar. Para o Brasil, foram registradas 425 espécies em 94 gêneros, de 28 famílias (García Aldrete & Mockford 2009) e há grande número ainda a ser descrito, o número real devendo ser de pelo menos 2 mil espécies .

Os registros de fósseis feitos por Carpenter (1992) incluem sete famílias do Permiano (Lophioneuridae, Martynopsocidae, Permopsocidae, Psocidiidae, Surijokopsocidae, Zygopsocidae e Archipsyllidae), mas é questionável a inclusão dessas famílias na ordem Psocoptera. É seguro que a ordem é anterior ao Jurássico, de onde Asienthomidae foi descrita (Carpenter 1992). Os primeiros psocópteros verdadeiros são do âmbar Cretáceo, com o estabelecimento no Oligoceno das famílias Amphientomidae, Elipsocidae, Liposcelididae, Mesopsocidae, Pachytroctidae, Amphipsocidae, Pseudocaeciliidae, Psocidae, Trogiidae, Psyllipsocidae e Lepidopsocidae, sem muitas alterações na composição da fauna do grupo desde então (Carpenter 1992; Mockford 1969).

A página web mantida por Yoshizawa (s.d.) contém informações sobre pesquisadores, trabalhos em andamento e atualizações bibliográficas. Lienhard (2004) traz a classificação, todos os gêneros válidos com seu número de espécies, lista de espécies por país, lista de fósseis e bibliografia.

Morfologia (adultos). A maioria dos membros da ordem possui corpo quase cilíndrico, cabeça hipognata e abdômen levemente globoso (Figs. 30.1-2, 4-6). Em Liposcelididae, o corpo é achatado dorso-ventralmente e a cabeça, prognata (Fig. 30.3). Olhos compostos bem desenvolvidos. Três ocelos entre os olhos, agrupados em um triângulo ocelar ou separados. Pós-clípeo bulboso, com sulco antenal lateral. Antena filiforme, com mais de 18 artículos na subordem Trogiomorpha, 15 na subordem Troctomorpha (alguns com anulação secundária) e 13 na subordem Psocomorpha. Labro às vezes com duas linhas esclerosadas longitudinais (características de Epipsocetae), com número variável de sensores (sensilas) internos distais, placoides e/ou tricoides (Fig. 30.28), geralmente alinhados. Labro às vezes com uma pequena apófise membranosa, o estilo labral látero-distal. Mandíbula com área molar bem desenvolvida. Palpo maxilar com quatro artículos e palpo labial com um ou dois. Lacínia livre, alongada, sua extremidade distal com uma cúspide mediana pequena e uma cúspide externa ou lateral bem desenvolvida, com modificações variadas (Figs. 30.21-22), frequentemente com dentículos; possui músculos distais para fixá-la à cápsula cefálica, com a provável função de sustentar a cabeça enquanto as mandíbulas raspam e fragmentam o alimento. Sobre o lábio, está a hipofaringe, uma língua membranosa com dois escleritos linguais; de cada esclerito, surge um filamento esclerosado, que fica um tanto separado ou se funde com o outro, formando um esclerito bem esclerosado, o sitóforo (= esclerito cibarial), característico dos psocópteros, em forma de "morteiro", localizado na entrada do esôfago (Figs. 30.7-9). Protórax reduzido, meso e metatórax bem desenvolvidos, com epímero e episterno bem definidos como lobos tergais. Pernas simples, não modificadas, cursoriais, com tarsos dímeros ou trímeros. Coxa posterior geralmente com órgão coxal (= órgão de Pearman) (Fig. 30.14), que consiste em uma área áspera e uma área lisa, cuja função não é conhecida, mas se julga ser estridulatória. Asas geralmente bem desenvolvidas, mantidas em forma de

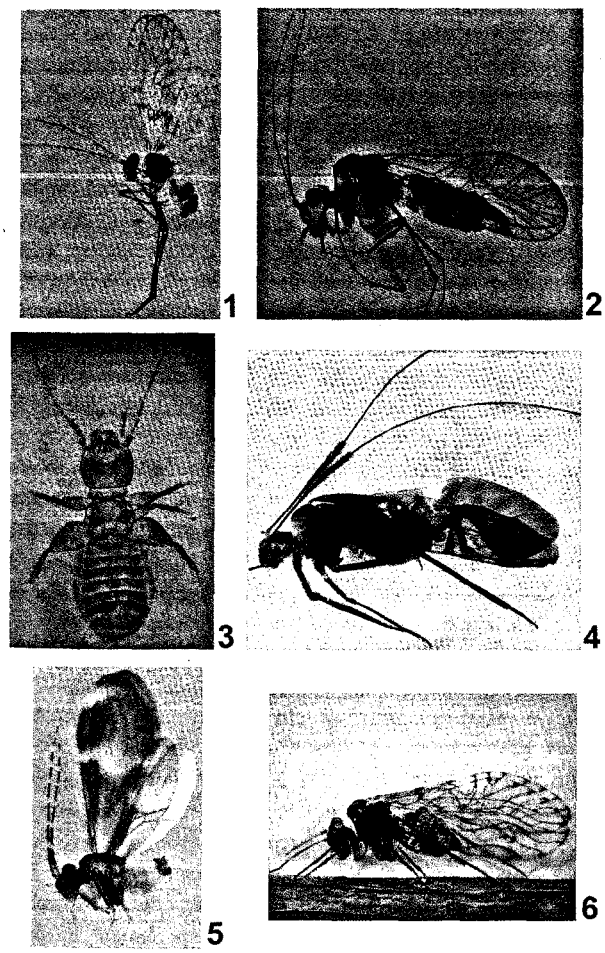
telhado, raramente mantidas planas sobre o abdômen. Venação simples, com poucas veias transversais. Asa anterior com a veia RP (Rs) geralmente com dois ramos, RP1 (R_2) e RP2 (R_3); M geralmente com três ramos; CuA com dois ramos (CuA_1 e CuA_2), geralmente formando a célula cua (= *areola postica*), e uma ou duas veias anais (Figs. 30.15-16). Venação da asa posterior mais simples.

Abdômen com 11 segmentos, predominantemente membranoso, cilíndrico ou levemente globoso, principalmente em fêmeas grávidas; achatado dorso-ventralmente em Liposcelididae. O télson corresponde a um epiprocto dorsal e dois paraproctos laterais. Na maioria dos psocópteros, o último tergito (IX+X) e a extremidade distal do tergito VIII são bem esclerosados, formando o clúnio. As famílias de Psocomorpha, Caeciliusidae, Stenopsocidae, Amphipsocidae, Pseudocaeciliidae e Trichopsocidae, todos habitantes de folhagens, possuem vesículas adesivas ventrais (Fig. 30.33).

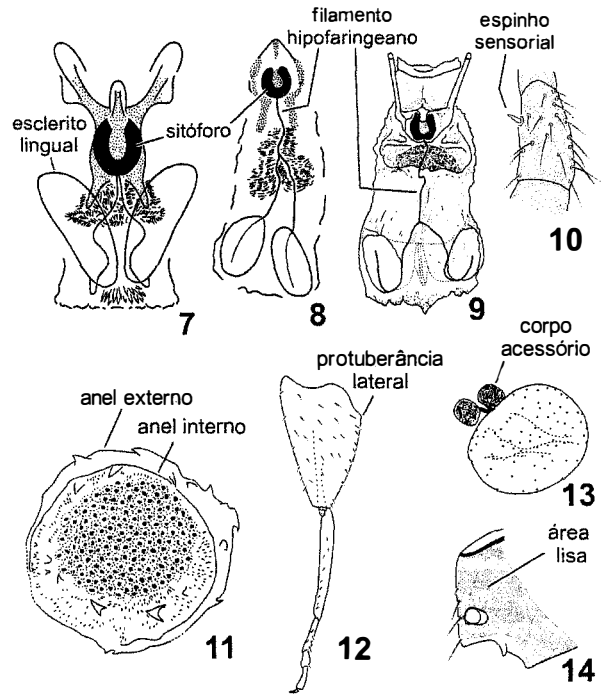
A genitália masculina compreende o hipândrio e o falossomo (Fig. 30.44). O bipândrio (esterno IX) é, em muitos casos, uma placa sob a qual está o falossomo, que pode ser muito diferenciado, com apófises esclerosadas e clasper laterais. O falossomo consiste em um par de braços basais, geralmente fundidos na base e divididos em dois ramos distalmente. Os parâmeros internos geralmente se fundem distalmente, formando o arco edeagal; os parâmeros externos geralmente são dilatados distalmente e com poros. A extremidade distal do canal peniano é um saco, o endofalo, posicionado entre os parâmeros internos. Sua parede pode ser membranosa, granulosa, denticulada ou com esclerosações, neste último caso constituindo a rádula (Figs. 30.37-40). Variações do esquema mais generalizado são encontradas em diferentes grupos.

Genitália feminina consiste em uma placa subgenital (esterno VIII) e três pares de valvas ovipositoras (gonapófises). A valva 1, geralmente delgada, fixa-se ao tergo VIII; a valva 2 tem forma variada e fixa-se ao tergo IX; a valva 3, geralmente larga, fixa-se ao tergo IX (Figs. 30.51-53). O esterno IX forma o teto da câmara genital, onde se abre o duto espermático, ou espermáporo, geralmente circundado por uma área esclerosada, o esclerito do espermáporo. A placa subgenital frequentemente termina posteriormente em lobos ou protuberâncias (Figs. 30.42-43, 54-55).

Imaturos. Os ovos são colocados isoladamente, desprotegidos, geralmente fixados ao substrato ou em grupos, geralmente cobertos com seda ou detritos e, nesse caso, com fragmentos fecais líquidos eliminados pela fêmea sobre os ovos. O líquido é absorvido rapidamente pelo substrato, enquanto a fêmea às vezes trabalha uma escultura sobre a superfície da massa de ovos.



Figuras 30.1-6. Psocópteros com ocorrência no Brasil. **1**, *Ptiloneuropsis immaculata* Roesler (Ptiloneuridae); **2**, *Ptycta* sp. (Psocidae); **3**, *Liposcelis* sp. (Liposcelididae); **4**, *Thyrsophorus* sp. (Psocidae); **5**, *Polypsocus* sp. (Amphipsocidae); **6**, *Loneura* sp. (Ptiloneuridae).

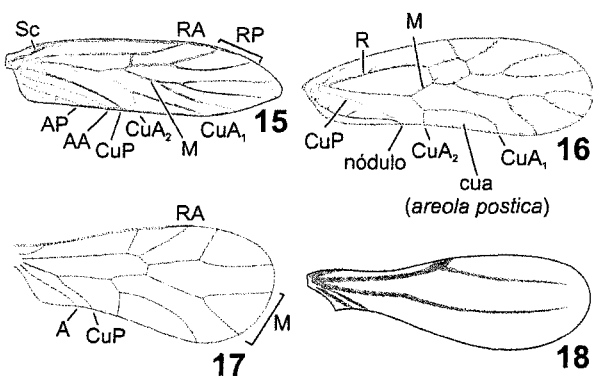


Figuras 30.7-14. Estruturas de Psocoptera. **7-9**, hipofaringe; **7**, Trogiomorpha; **8**, Troctomorpha; **9**, Psocomorpha; **10**, segundo palpômero maxilar de *Soa flaviterminata* Enderlein (Lepidopsocidae); **11**, saco espermático com área esclerosada, *Neolepolepis* sp. (Lepidopsocidae); **12**, perna posterior de *Liposcelis* sp. (Liposcelididae); **13**, espermateca de *Rhyopsocus* sp (Psoquillidae); **14**, órgão coxal de *Seopsocus* sp. (Amphientomidae).

A eclosão geralmente envolve o uso de um ovirruptor, uma estrutura afiada ou denteada na fronte da protoninfa. O ovirruptor pulsa contra o córion, causando uma pequena fenda. A primeira muda ocorre logo à saída do ovo, quando a ponta da extremidade da cutícula da protoninfa é segura pela fenda do córion. Os imaturos geralmente passam por seis ínstares, mas podem ocorrer menos. As ninfas são semelhantes aos adultos, geralmente menos pigmentadas e ocupam o mesmo nicho. Antena do primeiro ínstar com nove artículos em Troctomorpha e oito em Psocomorpha. Tarsos sempre dímeros. Alguns Psocidae e Myopsocidae com cerdas dorsais glandulares, assim as ninfas ficam frequentemente cobertas com detritos dorsalmente. Ninfas geralmente solitárias, mas algumas associações gregárias ocorrem em espécies de *Psococerastis* Pearman e *Cerastipsocus* Kolbe. O comportamento gregário pode ser uma defesa contra predadores e para evitar a desidratação, e desaparece no estágio adulto.

Biologia. Há evidências de que as fêmeas de várias espécies produzem feromônios sexuais. Em geral, o macho faz uma busca exaustiva nas proximidades da fêmea receptiva, que permanece imóvel. Ao localizar a fêmea, o macho faz a cavalgadura ou entra por baixo. Após o contato das genitálias, o macho permanece na posição ventral ou move-se para a posição dorsal ou para a direção oposta à da fêmea. Dois tipos de cópula têm sido observados quanto ao tempo: um que dura poucos segundos, quando um espermatóforo sólido é passado para a fêmea, e o outro que dura de meia hora até uma hora quando o esperma é passado na forma líquida. O duto da espermateca geralmente é tão estreito que os espermatozoides passam individualmente pelo canal. Em várias famílias das subordens Trogiomorpha e Troctomorpha, o esperma fica envolto por uma membrana dentro do saco espermático. Nessas formas, o saco espermático geralmente tem estruturas rígidas (Fig. 30.11) na parede interna, que cortam a membrana quando o esperma está para ser expelido.

A maioria se reproduz sexualmente, mas é comum a telitoquia. Em algumas espécies, os machos são desconhecidos, em algumas são excessivamente raros e em outras os machos restringem-se a uma pequena área da distribuição geográfica; nesse caso, a maioria das fêmeas é telítoca. Em alguns casos, as fêmeas telítocas são diferenciadas das fêmeas sexuais da mesma espécie por leves diferenças morfológicas. Telitoquia facultativa tem sido observada, mas é rara.



Figuras 30.15-18. Asa anterior. **15**, *Lithoseopsis hystrix* (Mockford) (Amphientomidae); **16**, *Psyllipsocus* sp. (Psyllipsocidae); **17**, *Pachytroctes* sp. (Pachytroctidae); **18**, *Embidopsocus* sp. (Liposcelididae).

A maioria dos psocópteros é ovípara. Ovoviviparidade é conhecida em dois gêneros de Archipsocidae e em um gênero de Pseudocaeciliidae.

Logo após a emergência, as ninfas devem preocupar-se com a alimentação, balanço hídrico e com predadores. São herbívoras ou fungívoras. As herbívoras geralmente vivem em troncos e ramos de árvores ou sobre superfície de pedras e geralmente se alimentam de algas verdes e líquens. As espécies que vivem na superfície das folhas, vivas ou mortas, geralmente se alimentam de fungos diminutos. Algumas espécies que vivem sob casca de árvores alimentam-se de ovos de outros insetos e de algas. Espécies de *Echmepteryx* Aaron alimentam-se de seus próprios ovos se não forem bem protegidos.

O balanço hídrico é mantido por um mecanismo exclusivo encontrado em quase todos os psocópteros (Rudolph 1982a, b). Com umidade relativa alta, os escleritos linguais, no lado ventral da hipofaringe, são mantidos fora da boca. Sua superfície é coberta por uma glicoproteína que coleta partículas de água da atmosfera. A água é rapidamente absorvida, por força capilar dos filamentos hipofaringeanos, que passa ao canal alimentar e, assim, é ingerida. Em condições desfavoráveis, com umidade do ar muito baixa, é suficiente uma condição favorável durante curto período de tempo em seu ciclo diário para que haja absorção de água e a sobrevivência da espécie.

Há várias formas dos psocópteros evitarem os predadores. A mais importante é a coloração ou formas crípticas, que os confundem com o substrato, tanto em ninfas quanto em adultos. Exceção ocorre com alguns habitantes de cavernas (por exemplo, algumas espécies de *Psyllipsocus* Selys-Longchamps e formas que habitam sob casca de árvores, com espécimes brancos pela ausência de pigmentação). A coloração críptica combinada com a agilidade de locomoção e parada abrupta ocorre em espécies que habitam sob casca de árvores e de pedras, em membros de Amphientomidae, Compsocidae, Lepidopsocidae, Ptiloneuridae e Epipsocidae. Em ninfas e em fêmeas macrópteras de algumas espécies de Psocidae e Mesopsocidae, o abdômen assemelha-se a um espinho ou cicatriz nos ramos. Em poucos gêneros de Psocidae, as ninfas camuflam-se cobrindo o corpo com detritos, que são refeitos após cada muda. Mimetismo é raro, cujo estudo encontra-se em fase inicial. Há evidências de sons que mimetizam besouros em alguns membros de Caeciliusidae, Amphipsocidae e Calopsocidae. Algumas formas de Caeciliusidae e Lachesillidae mimetizam formigas.

Muito pouco se sabe sobre a sazonalidade nos trópicos. Alguns poucos estudos sugerem que, onde ocorrem fortes mudanças sazonais, algumas espécies reagem com flutuações populacionais e outras não, e que pode haver mudanças populacionais mais marcantes entre os habitantes das copas das árvores do que os habitantes dos estratos inferiores da floresta (Wolda & Broadhead 1985).

Os psocópteros foram classificados em seis grupos quanto ao hábitat em que vivem (ver García Aldrete 1990); (1) folhagem

viva; (2) folhagem morta; (3) serapilheira do solo; (4) cascas de árvores; (5) superfície de rochas; e (6) habitações humanas. Ninhos de aves e de mamíferos incluem-se no grupo 2 ou grupo 3. Os da serapilheira foram divididos por New (1969) em três grupos ecológicos: (a) habitantes primários — passam toda a vida na serapilheira e não frequentam outro hábitat; (b) habitantes secundários — com gerações em dois hábitats, um deles sendo a serapilheira; e (c) habitantes casuais — normalmente não se reproduzem e não são frequentes na serapilheira.

Classificação. Várias classificações foram propostas, mas aqui é adotada a de Lienhard & Smithers (2002a,b), com as modificações propostas por Schmidt & New (2004) para Elipsocidae. Entre parênteses, segue o número de espécies registradas no Brasil.

Subordem Trogiomorpha
Infraordem Atropetae
Archaeatropidae
Empheriidae
1. Lepidopsocidae (15)
2. Trogiidae (1)
3. Psoquillidae (2)

Infraordem Psocatropetae
4. Psyllipsocidae (2)
Prionoglarididae

Subordem Troctomorpha
Infraordem Amphientometae
5. [Electrentomidae]
6. [Compsocidae]
Protroctopsocidae
7. Troctopsocidae (2)
8. Musapsocidae (2)
9. Amphientomidae (5)

Infraordem Nanopsocetae
10. Liposcelididae (24)
11. Pachytroctidae (6)
Sphaeropsocidae

Subordem Psocomorpha
Infraordem Epipsocetae
12. Epipsocidae (48)
13. Dolabellopsocidae (19)
14. Cladiopsocidae (6)
15. Ptiloneuridae (50)

Infraordem Caeciliusetae
16. Asiopsocidae (4)
17. Caeciliusidae (24)
18. Stenopsocidae (2)
19. Amphipsocidae (14)
20. Dasydemellidae (2)

Infraordem Homilopsocidea
21. Lachesillidae (44)
22. Ectopsocidae (6)
23. Peripsocidae (8)
Calopsocidae
Trichopsocidae
24. Archipsocidae (25)
25. Pseudocaeciliidae (5)
Bryopsocidae
26. Philotarsidae (4)
27. Elipsocidae (4)
Sabulopsocidae
Lesneiidae
Mesopsocidae

Infraordem Psocetae
Hemipsocidae (1)
28. Psocidae (89)
Psilopsocidae
29. Myopsocidae (14)

Relações filogenéticas. Não há ainda reconstruções filogenéticas robustas para os Psocoptera. Os estudos de Mockford (1967) e Smithers (1972) reconheceram que Trogiomorpha deve ser grupo-irmão dos outros grupos. Smithers (1972) apresentou ainda uma série de topologias para os táxons superiores e para os gêneros de cada família. Colocou Epipsocetae como grupo-irmão do restante de Psocomorpha. Em um estudo morfológico de Psocomorpha, Yoshizawa (2002) reconheceu Archipsocidae (elevada à infraordem), contrariamente, como grupo-irmão do restante de Psocomorpha e Hemipsocidae (também elevada à infraordem) como grupo-irmão do conjunto das outras infraordens — Psocetae, Homilopsocidea, Epipsocetae e Caeciliusetae. Johnson & Mockford (2003), usando sequências de DNA, corroboraram o posicionamento basal de Archipsocidae. Psocoptera é o componente não parasita de Psocodea (Psocoptera + Phtiraptera). Para as relações ver Bess *et al.* (2006).

Importância. A densidade nos trópicos é menor que em regiões temperadas, mas mesmo assim os psocópteros têm um papel importante como consumidores primários e como saprófagos. Nas regiões temperadas, podem constituir grande parte da biomassa, com densidade equivalente a 6000 ind/m^2, como constatada em Yorkshire, Inglaterra, durante o verão. A biomassa de duas espécies de *Mesopsocus* Kolbe foi de 1.2 gr/m^2 da superfície da casca, comparável à biomassa de um antílope alimentando-se no campo.

São importante fonte de alimento para outros animais, sendo predados por aves, lagartos, rãs, outros insetos e aracnídeos. Os ovos são atacados por himenópteros parasitoides (Mymaridae) (Lienhard 1998; Mockford 1997) e ninfas, por Bracomidae.

Têm pouca importância econômica, embora possam tornar-se ocasionalmente pragas em livrarias, herbários, coleção de insetos ou em residências, quando a população aumenta. Algumas espécies associadas com grãos e frutas são consideradas pragas secundárias. Pequena perda de peso já foi documentada em grãos infestados por *Liposcelis bostrychophila* Badonnel. Mais que os danos causados, maior importância tem sido dada ao papel contaminante (García Aldrete & Gutiérrez Díaz 1995; Mockford 1993).

São prováveis hospedeiros intermediários de vermes platelmintos de ovinos (Allen 1973). Foram considerados os maiores alergênicos domésticos por Patil *et al.* (2001) e pensa-se que contribuem para ataques de asmas (Spieksma & Smits 1975).

Coleta e fixação. Psocópteros que habitam folhagem viva ou morta são coletados por bateção, utilizando um guarda-chuva entomológico ou variações. O material cai no tecido e é coletado com pincel úmido ou aspirador. Psocópteros da serapilheira, ninhos de mamíferos ou de aves são coletados colocando-se o material em uma peneira (5 mm de tela) e peneirando-o sobre um tecido, de onde são, então, transferidos para o álcool. A serapilheira pode ser processada com funil de Berlese ou de Tullgren. É recomendável colocá-la no funil e deixar os insetos migrarem sem o uso de uma fonte de calor. Psocópteros de troncos e superfície rochosa são coletados com pincel umedecido ou com aspirador. Armadilhas luminosas, armadilhas de interceptação de voo, como a Malaise e armadilhas de emergência capturam muitos psocópteros e têm sido usadas como método complementar de inventários faunísticos. A termonebulização (*fogging*) é um excelente método para coleta de grande quantidade de psocópteros de copas de árvores. O material deve ser guardado em álcool 80%, a ser completado periodicamente.

Chaves para subordens, infraordens e famílias (adultos)

(chave complementar para famílias e gêneros em Smithers 1990).

1. Antena com mais de 18 artículos. Filamentos hipofaringeanos separados por todo comprimento (Fig. 30.7). Palpômero labial basal diminuto e o apical arredondado .... **Trogiomorpha** ... 3

— Antena com menos de 18 artículos (geralmente 13-15). Filamentos hipofaringeanos fundidos medianamente, pelo menos em parte do comprimento (Figs. 30.8-9). Palpômero labial como acima ou sem artículo basal **2**

2(1). Antena com 15 artículos (raramente menos); alguns artículos anelados, com escultura cuticular. Palpômero labial basal geralmente diminuto e o distal arredondado. Tarsos geralmente trímeros. Asa anterior, quando presente, sem esclerosação no pterostigma ..... **Troctomorpha** ... **6**

— Antena com 13 artículos (raramente menos); sem artículos anelados com escultura cuticular, mas às vezes com escultura reticulada. Palpo labial sem artículo basal e o distal arredondado ou triangular. Tarsos dí ou trímeros. Asa anterior, quando totalmente desenvolvida, com pterostigma esclerosado ..... **Psocomorpha** ... **12**

3(1). Segundo palpômero maxilar sempre com espinho sensorial (Fig. 30.10). Asa anterior, quando totalmente desenvolvida, com veias CuP e AA terminando separadamente na margem da asa. Ovipositor com a valva 3 alongada, parcialmente fundida medianamente por uma membrana; valva 2 pequena ou ausente e valva 1 ausente ..... **Atropetae** ... **4**

— Segundo palpômero maxilar sem espinho sensorial. Asa anterior, quando totalmente desenvolvida, com veias CuP e AA fundidas na margem da asa, formando o nódulo (Fig. 30.16). Ovipositor com valva 3 nunca alongada, mas às vezes larga; valva 2 geralmente presente, delgada; valva 1 geralmente presente, delgada ..... **Psocatropetae: 4. Psyllipsocidae**

4(3). Corpo e asa anterior geralmente revestidos com escamas, ocasionalmente com cerdas densas. Asas geralmente afiladas distalmente. Coxas médias com os lados capazes de se conectarem entre si como um mecanismo de botão de pressão ..... **1. Lepidopsocidae**

— Corpo e asa anterior sem escamas ou cerdas densas. Asas não afiladas distalmente. Coxas médias sem conexão entre si ... **5**

5(4). Asas, mesmo quando muito reduzidas, com veias distintas, visíveis. Ovipositor somente com a valva 3. Abertura da espermateca com dois corpos acessórios conspícuos (Fig. 30.13) ..... **3. Psoquillidae**

— Asas muito reduzidas, sem veias distintas, ocasionalmente ausentes. Ovipositor principalmente com valva 3, mas geralmente também com valva 2. Duas placas acessórias denticuladas (máculas) fixadas à parede da espermateca ..... **2. Trogiidae**

6(2). Formas pequenas, raramente com mais de 2 mm de comprimento. Machos ápteros e muitas fêmeas ápteras ou braquípteras. Asa anterior de fêmeas macrópteras com no máximo dois ramos de M e sem veia AP. Órgão coxal ausente ou presente como uma pequena elevação na cutícula ..... **Nanopsocetae** ... **7**

— Comprimento do corpo variável, mas geralmente com mais de 3 mm de comprimento. Machos e fêmeas alados. Asa anterior com três ramos de M e veia AP geralmente presente (Fig. 30.15). Órgão coxal representado por uma área lisa e geralmente uma área áspera (Fig. 30.14) ..... **Amphientometae** ... **8**

7(6). Corpo achatado. Coxas opostas, largamente separadas pelas placas esternais. Asa anterior, quando presente (algumas fêmeas), com duas veias longitudinais um tanto paralelas (Fig. 30.18) ..... **10. Liposcelididae**

— Corpo não achatado. Coxas opostas aproximadas entre si. Asa anterior, quando presente (algumas fêmeas), com várias veias ramificadas (Fig. 30.17) ..... **11. Pachytroctidae**

8(6). Corpo e asa anterior densamente cobertos com escamas. Asa anterior com AA e AP separadas entre si (Fig. 30.15) ..... **Amphientomoidea: 9. Amphientomidae**

— Corpo e asa anterior sem escamas. Asa anterior com AA e AP fundidas antes de atingir a margem da asa (Fig. 30.20) ..... **Electrentomoidea** ... **9**

9(8). Pterostigma aberto na base. Tíbia anterior com um tufo distal de cerdas fortes no lado interno **10**

— Pterostigma fechado na base. Tíbia anterior sem tufo distal de cerdas fortes **11**

10(9). Veia transversal rs-m longa. Asa anterior sem pigmentação. Cúspide lateral da lacínia com dois dentículos (Fig. 30.21) .. .. **8. Musapsocidae**

— Veias RP (Rs) e M ligadas por um ponto, sem veia transversal. Asa anterior com manchas de pigmentação ou com padrão de bandas e manchas distintas. Cúspide lateral da ponta da lacínia com três dentículos (Fig. 30.22) ... **7. Troctopsocidae**

11(9). Garra pré-tarsal com um dentículo pré-apical. Ovipositor com valva 3, quando reconhecível, arredondada ou levemente bilobada (Fig. 30.23) ..... **5. [Electrentomidae]**

— Garra pré-tarsal com dois dentículos pré-apicais. Ovipositor com valva 3 profundamente bilobada (Fig. 30.24) ..... **6. [Compsocidae]**

12(2). Ponte mesoprecoxal estreita, com mesotrocantino largo na base (Fig. 30.26). Labro curvo lateralmente, bem moldado para o contorno das mandíbulas. Paraproctos da fêmea alongados e estreitados distalmente .....**Psocetae** ... **32**

— Ponte mesoprecoxal larga com mesotrocantino estreito na base (Fig. 30.27), ou, se diferente, labro largo e achatado, com um par de esclerosações longitudinais . Paraproctos da fêmea não alongado, nem estreitado distalmente **13**

13(12). Garra pré-tarsal sem dentículo pré-apical. Ovipositor com valva 3 fundida à parede do corpo ..... **Caeciliusetae** ... **18**

— Garra pré-tarsal geralmente com dentículo pré-apical; se dentículo ausente (Archipsocidae), asa anterior e corpo densamente cerdosos. Ovipositor com valva 3 fundida à valva 2 ou separada da valva 2 e da parede do corpo **14**

14(1). Labro com um par de linhas esclerosadas longitudinais em toda sua extensão (Fig. 30.28). Labro geralmente achatado, sem moldura para o contorno da mandíbula. Mandíbula alongada. Ovipositor com valva 3 amplamente fundida à valva 2 ..... **Epipsocetae** ... **15**

— Labro sem linha longitudinal, curvado lateralmente, bem moldado para o contorno das mandíbulas. Ovipositor com valva 3 livre da valva 2 e da parede do corpo ..... **Homilopsocidea** ... **22**

15(14). Asa anterior com uma veia anal ..... **12. Epipsocidae**

— Asa anterior com duas veias anais **16**

16(15). Garra pré-tarsal com pulvilo dobrado próximo à base, expandido no ápice (Fig. 30.31). Ápice da lacínia com a ponta externa delgada, no máximo com três dentículos .....

..... **13. Dolabellopsocidae**

— Garra pré-tarsal com pulvilo reto e agudo distalmente (Fig. 30.32). Ápice da lacínia com a ponta externa alargada, com mais de três dentículos **17**

17(16). Garra pré-tarsal com um espinho basal, além do pulvilo (Fig. 30.32). Pterostigma com apêndice ou, se ausente, linhas do labro atingem a margem proximal e curvam-se para a margem lateral ..... **14. Cladiopsocidae**

— Garra pré-tarsal somente com pulvilo espiniforme. Pterostigma sem apêndice. Linhas do labro nunca atingem sua margem proximal ..... **15. Ptiloneuridae**

18(13). Abdômen sem vesículas ventrais. Sulco mesepisternal ausente. Mandíbulas de comprimento curto a moderado .... **Asiopsocoidea: 16. Asiopsocidae**

— Abdômen com uma a três vesículas ventrais (Fig. 30.33). Sulco mesepisternal presente (Fig. 30.36). Mandíbulas alongadas ..... **Caeciliusoidea** ... **19**

19(18). Asa anterior com uma veia transversal ra-rp ligando o pterostigma ao ramo R e outra m-cu ligando o ramo M à área posterior (Fig. 30.30) ..... **18. Stenopsocidae**

— Asa anterior sem tais veias transversais **20**

20(19). Cerdosidade da margem da asa posterior restrita à célula RP (R_3) ou ausente. Quarto palpômero maxilar mais comprido que o segundo. Paraprocto com espinho grande na margem livre ..... **20. Dasydemellidae**

— Cerdosidade da margem da asa posterior completa, exceto nos 2/3 basais da margem anterior. Quarto palpômero maxilar mais curto ou igual ao comprimento do segundo. Paraprocto com espinho pequeno ou ausente na margem livre **21**

21(20). Asa anterior com cerdas das veias na metade distal, tanto na face dorsal quanto ventral. Quarto palpômero maxilar tão longo quanto o segundo ..... **19. Amphipsocidae**

— Asa anterior com cerdas das veias na metade distal somente na face dorsal. Quarto palpômero maxilar mais curto do que o segundo ..... **17. Caeciliusidae**

22(14). Asa anterior com cerdas da margem da célula M bisseriadas, formando pares que se cruzam. Formas braquípteras e micrópteras com várias cerdas longas, voltadas para trás, no vértice e dorso do tórax **23**

— Asa anterior sem cerdas bisseriadas. Formas braquípteras e micrópteras no máximo com cerdas de comprimento moderado no corpo **25**

23(22). Asa anterior com venação tênue e veia RP frequentemente sem ramificação. Asas geralmente bastante reduzidas. Formas macrópteras e braquípteras com várias cerdas longas voltadas para trás no vértice e no dorso do tórax. Geralmente coloniais vivendo sob densa camada de seda ..... **24. Archipsocidae**

— Asa anterior com venação distinta e veia RP com dois ramos. Asas geralmente bem desenvolvidas (existem exceções; ver dicotomia 6 e sequência). Vértice e dorso do tórax sem cerdas longas voltadas para trás. Geralmente solitários ou em colônias de poucos indivíduos vivendo livres ou protegidos sob fraca camada de seda **24**

24(23). Tarsos dímeros. Parâmero externo geralmente muito mais longo que o arco edeagal (Fig. 30.37). Habitantes de folhas ... . **25. Pseudocaeciliidae**

— Tarsos geralmente trímeros. Parâmero externo levemente mais longo ou mais curto que o arco edeagal (Fig. 30.38). Habitantes de cascas ..... **26. Philotarsidae**

25(22). Formas macrópteras **26**

— Formas micrópteras ou ápteras **29**

26(25). Asa anterior com veia CuA_1 presente e geralmente livre de M. Asas levemente cerdosas ou sem cerdas. Ovipositor reduzido, somente com valva 3, raramente com duas valvas de cada lado ..... **21. Lachesillidae**

— Asa anterior sem veia CuA_1. Asas leve a moderadamente cerdosas. Ovipositor geralmente com três valvas, raramente reduzido a uma de cada lado **27**

27(26). Veia RA (R_1), na altura do pterostigma, paralela à margem da asa na maior parte da sua extensão (Fig. 30.47) .... **22. Ectopsocidae** (parte)

— Veia RA, na altura do pterostigma, curva **28**

28(27). Ambos os sexos macrópteros. Falossomo alongado, com estrutura endofálica distal bem esclerosada e com três pontas (Fig. 30.40) ..... **23. Peripsocidae** (parte)

— Machos ou fêmeas macrópteros, nunca ambos. Endofalo não como acima ..... **27. Elipsocidae** (parte)

29(25). Corpo com algumas cerdas espiniformes voltadas para cima (Figs. 30.45-46) ..... **Elipsocidae** (parte)

— Corpo sem cerdas espiniformes **30**

30(29). Antena muito mais curta que o corpo. Placa subgenital com um lobo mediano distal, simples, delgado (guia do ovo) (Fig. 30.42) ..... **Elipsocidae** (parte)

— Antena aproximadamente tão longa quanto o corpo. Placa subgenital com uma protuberância distal mediana relativamente larga ou com duas protuberâncias distais ... **31**

31(30). Fronte separada do pós-clípeo pela sutura epistomal. Placa subgenital geralmente com duas protuberâncias distais .... **22. Ectopsocidae** (parte)

— Fronte e pós-clípeo contínuos, sem sutura epistomal. Placa subgenital com uma protuberância distal mediana simples, relativamente larga (Fig. 30.43) .... **23. Peripsocidae** (parte)

32(12). Veia M com dois ramos na asa anterior; ramo de M ligado à veia CuA por uma veia transversal longa (Fig. 30.48). Tíbia posterior sem série longitudinal de ctenidiobótrias .... **28. Hemipsocidae**

— Veia M com três ramos na asa anterior; ramo de M geralmente fundido por curta distância à veia CuA, raramente com veia transversal curta ligando M a CuA. Tíbia posterior com série longitudinal de ctenidiobótrias **33**

33(32). Tarsos trímeros. Asa anterior distintamente manchada de marrom, as margens alternando bandas marrons com hialinas ..... **30. Myopsocidae**

— Tarsos dímeros. Asa anterior com marcações variáveis, nunca com as margens alternando bandas marrons com hialinas..... ..... **29. Psocidae**

1. Lepidopsocidae. Quarto palpômero maxilar com sensor bífido. Tarsos trímeros. Garras tarsais com pelo menos um dentículo pré-apical. Asa anterior com veia RA geralmente ligada a RP distalmente por uma veia transversal ou por

uma curta fusão. R evanescente próximo à base da asa. CuA ramificada a curta distância após a separação de M. Veia M da asa posterior com dois ramos. Ovipositor com valva 1 curta e delgada, valva 2 fundida à valva 3 (Fig. 30.19). São folícolas e corticícolas e alguns são encontrados em ninhos de aves e de abelhas. Para o Brasil, são registradas 14 espécies, pertencentes a *Nepticulomima* Enderlein, *Notolepium* Hagen, *Proentomum* Badonnel, *Soa* Enderlein e *Echmepteryx* Aaron, sendo dez endêmicas e quatro pantropicais. Os trabalhos mais recentes sobre a fauna brasileira são de New (1972d, 1975; Mockford 1991).

2. Trogiidae. Corpo e pteroteca frequentemente com cerdas abundantes. Ocelos ausentes. Quarto palpômero maxilar com ou sem sensor bífido. Órgão coxal presente ou ausente. Tarsos trímeros. Garra pré-tarsal sem dentículo pré-apical. Ápteros, micrópteros ou com asa anterior reduzida a pequenos botões, sem venação. Asa posterior ausente. Ovipositor geralmente com as valvas 2 e 3. Está representada no Brasil por *Cerobasis guestfalica* (Kolbe), de ampla distribuição. São folícolas e corticícolas, ocasionalmente encontrados sobre paredes de rochas calcárias. Foram coletados no Brasil sobre a vegetação e em ninhos de *Phacellodomus rufifrons* (Wied) (Aves, Furnariidae) (New 1972d).

3. Psoquillidae. Quarto palpômero maxilar com ou sem sensor bífido. Tarsos trímeros. Garra pré-tarsal sem dentículo pré-apical. Sem órgão coxal. Asa anterior com ápice arredondado. Veia CuA separada de R+M a cerca de um quarto a um sexto da distância da base da asa à ponta, sem nova fusão com R+M. Veia M_3 partindo do ramo comum RP+M, separadamente de M_{1+2}. Falossomo com dois braços basais nunca fundidos anteriormente. Está representada no Brasil por *Psoquill marginepunctata* Hagen, de ampla distribuição, e *Rhyopsocus rafaeli* García Aldrete, com espécies frequentemente encontradas em ninhos de aves.

4. Psyllipsocidae. Segundo palpômero maxilar sem apêndice sensorial. Labro com cinco sensores placoides distais internos, arredondados. Tarsos trímeros. Garra pré-tarsal com dente pré-apical, mas sem cerdas basais ou pulvilos. Órgão coxal ausente ou presente somente com uma parte rugosa. Asa anterior (Fig. 30.16) com veia M separando de CuA aproximadamente no meio do comprimento da asa. Falossomo com dois braços basais separados anteriormente. Ovipositor com todas as valvas, ou sem a valva 1. Está representada no Brasil por *Psocathropos lachani* Ribaga, que pode ser domícola, e *Psyllipsocus yucatan* Gurney, encontrada sobre paredes de rochas ou em troncos e folhas secas.

5. [Electrentomidae]. Ainda não foi registrada, mas provavelmente *Epitroctes* Mockford ocorre no Brasil. Antena com 15 artículos. Suturas frontais ausentes. Ápice da lacínia com a cúspide lateral curvada para fora, com poucos dentículos arredondados, indistintos. Fêmur anterior sem fileira de dentículos na carena anterior. Tarsos trímeros. Garras pré-tarsais com um dentículo pré-apical. Pterostigma fechado basalmente. Veia AP da asa anterior unindo-se distalmente à margem da asa ou à veia AA. Asa posterior sem a primeira seção da veia RP (Rs). Corpo com manchas roxas proeminentes. Inclui dois gêneros extintos, um africano e três neotropicais recentes. Os espécimes são coletados sobre troncos, folhas ou em situações lapidícolas (ambientes pedregosos).

6. [Compsocidae]. Ainda não foi registrada, mas provavelmente *Compsocus* Banks ocorre no Brasil. Antena com 13 ou 14 artículos. Suturas frontais presentes. Ápice da lacínia como em Electrentomidae. Fêmur anterior com uma fileira de dentículos na carena anterior. Tarsos trímeros. Pterostigma fechado basalmente. Veia AP da asa anterior unida à veia AA. Asa posterior com ou sem a primeira seção da veia RP. Veia M da asa posterior com um ramo. Inclui *Compsocus* Banks e *Electrentomopsis* Mockford. Tem sido coletado na base de árvores com troncos grossos, em matas.

7. Troctopsocidae. Sem suturas frontais. Antena com 11, 13 ou 15 artículos. Tarsos trímeros. Garra tarsal com um a três dentículos subapicais. Asa anterior (Fig. 30.20) com veia AP curta, fundida com AA antes da margem. Pterostigma aberto ou fechado basalmente. Asa posterior com ou sem a primeira seção da RP. Ovipositor com todas as valvas; valva 3 bilobada apicalmente. No Brasil, está representada por *Troctopsocus* Mockford e *Troctopsoculus* Mockford, cada um com uma espécie (Mockford 1967; New 1973a).

8. Musapsocidae. Suturas frontais ausentes. Ápice da lacínia com três pontas (Fig. 30.21): cúspide mediana, ápice da cúspide lateral e um dentículo subapical da cúspide lateral. Tarsos dímeros ou trímeros. Garras pré-tarsais com a garra anterior alargada por uma membrana envoltória e garra posterior sem tal membrana, mas com um dentículo subapical. Pterostigma aberto na base. Asa anterior com veia AP fundida com AA ou terminando livre antes da margem. Ovipositor com valva 3 não bilobada no ápice. É tropical, frequentemente associada às plantas Musaceae. Contém *Musapsocus* Mockford e *Musapsocoides* García Aldrete & Mockford. Para o Brasil, foram registradas duas espécies de *Musapsocus* (Mockford 1991; New 1979).

9. Amphientomidae. Corpo e asas cobertos de escamas. Tarsos trímeros. Fêmur anterior geralmente com série de espinhos na carena anterior. Asa anterior (Fig. 30.15) com veias AA e AP separadas na margem. Falossomo aberto posteriormente. Placa subgenital em forma de cunha ou esclerito em forma de T. Ovipositor com valva 3 profundamente bilobada. Distribuição principalmente tropical, com 20 gêneros, um dos quais, *Seopsocus* Roesler, representado no Brasil por cinco espécies (Mockford 1991). São coletados fazendo-se varredura sobre a vegetação, com coletas sobre troncos de árvores ou mediante termonebulização com inseticida no dossel.

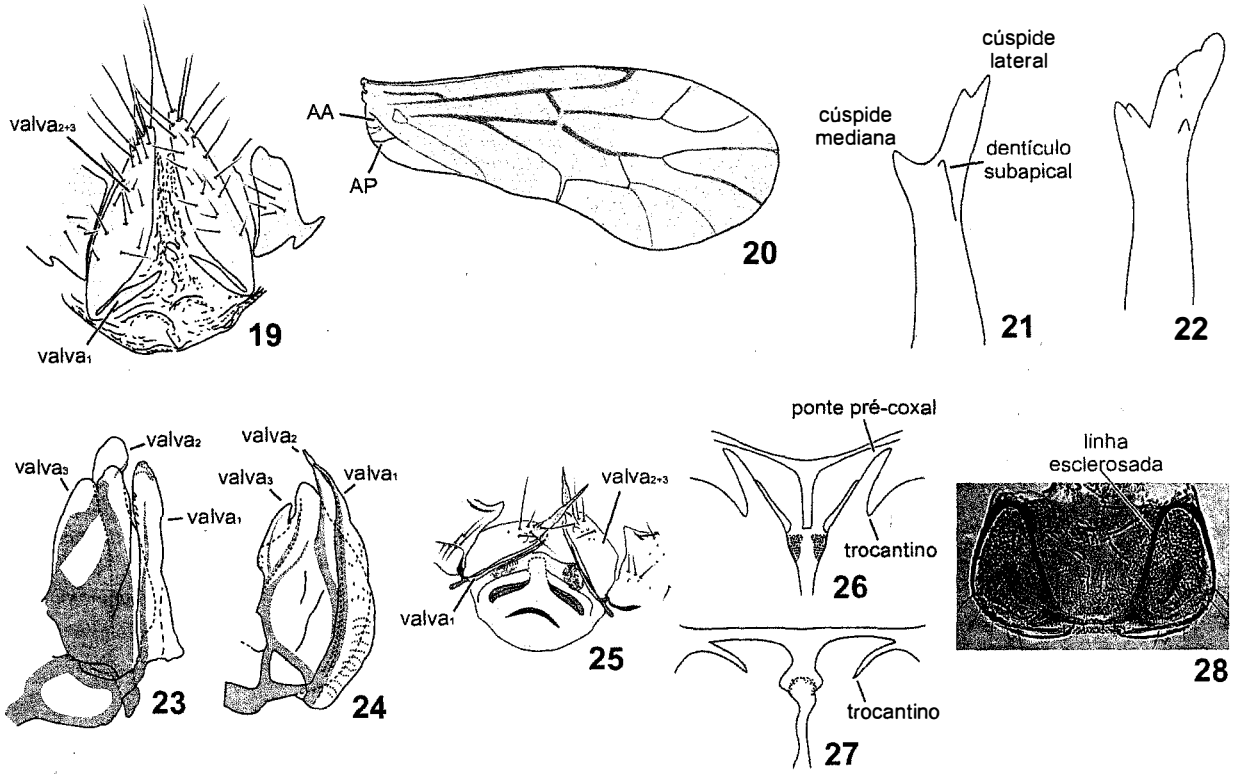
10. Liposcelididae. Corpo achatado (Fig. 30.3). Machos ápteros. Fêmeas ápteras ou macrópteras, neste último caso, asas dispostas de forma plana sobre o abdômen. Formas ápteras com dois a oito omatídios em cada olho composto; formas ala-

das com número maior. Coxas distintamente separadas pelas placas esternais. Pronoto dividido em três lobos, o lobo central subdividido por uma linha longitudinal. Fêmur posterior dilatado (Fig. 30.12). Garras pré-tarsais com ou sem cerdas basais, sem pulvilos. Asa anterior nunca com mais de quatro veias (Fig. 30.18). Falossomo com braços basais fundidos medianamente formando um apódema delgado anteriormente. Valvas do ovipositor com um ramo comum; valva 3 arredondada apicalmente. Placa subgenital com ou sem esclerito em forma de T. Está representada no Brasil por *Belaphopsocus* Badonnel, *Belaphotroctes* Roesler, *Belapha* Enderlein, *Chaetotroctes* Badonnel, *Embidopsocopsis* Badonnel, *Embidopsocus* Hagen e *Liposcelis* Motschulsky. São encontrados na serapilheira, sob cascas de árvores e arbustos ou na folhagem. Algumas espécies são domiciliares e ocasionalmente são encontradas associadas a grãos armazenados. Badonnel (1969, 1972) estudou as espécies brasileiras de *Belaphotroctes* e *Embidopsocus* e descreveu *Embidopsocopsis* e *Chaetotroctes*. New (1971) descreveu uma espécie de *Belaphopsocus* do Mato Grosso.

11. Pachytroctidae. Corpo não achatado. Asas, quando presentes, membranosas e planas sobre o abdômen. Olhos compostos com muitos omatídios. Labro com sensores distais internos, sendo três placoides distintamente arredondados alternados com dois tricoides com cerdas curtas. Pronoto simples, não subdividido em lobos. Coxas aproximadas entre si. Tarsos trímeros. Garras pré-tarsais sem cerdas ou pulvilos. Macrópteros, braquípteros ou ápteros. Asa anterior como na Fig. 30.17. Falossomo com braços basais fundidos medianamente na extremidade anterior. Ovipositor com valva 3 simples. Está representada no Brasil por *Tapinella* Enderlein, *Antilopsocus* Gurney, *Pachytroctes* Enderlein e *Psyllotroctes* Roesler, encontradas frequentemente em folhas secas.

12. Epipsocidae. Escapo membranoso na maior parte da superfície ventral. Labro (Fig. 30.28) com linha esclerosada completa, que se curva posteriormente para fora e se funde à esclerosação lateral; anteriormente, atinge a margem com uma fraca linha esclerosada, se existir. Labro com cinco sensores distais internos, três placoides alternando com dois tricoides. Tarsos dímeros. Garras pré-tarsais com dentículos pré-apicais e pulvilos acuminados distalmente. Venação como em Caeciliusidae. Pterostigma da asa anterior sem veias transversais, exceto *Neurostigma* Enderlein (Fig. 30.29). Uma veia anal. Falossomo simples, aberto anteriormente, com ou sem escleritos endofálicos. Ovipositor com valva 1 presente ou ausente, valva 3 intumescida ou alongada ao lado da valva 2. Família bastante diversificada no Brasil, com 48 espécies descritas em seis gêneros (García Aldrete & Mockford 2009). São encontradas na folhagem, sobre troncos, na serapilheira ou na superfície de rochas. Há vários trabalhos com a fauna brasileira (New 1972c, 1980; Badonnel 1974; New & Thornton 1988; Mockford 1991; García Aldrete 2005).

13. Dolabellopsocidae. Ocelos dorsais geralmente ausentes ou reduzidos. Labro com linhas esclerosadas retas que não



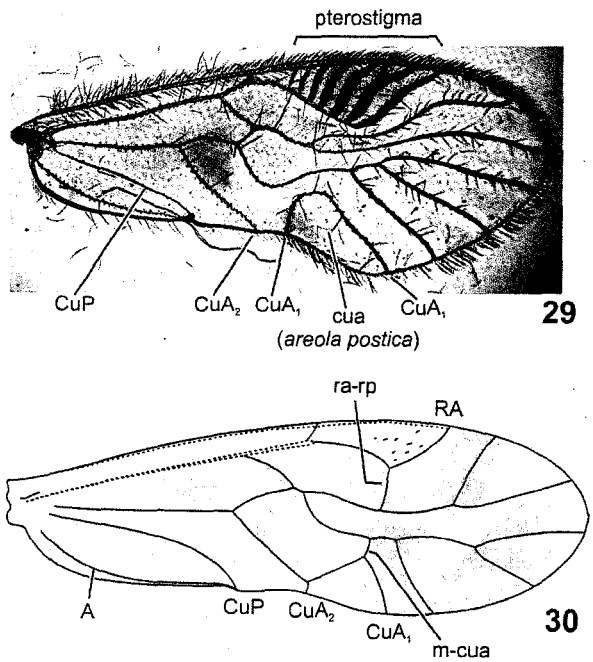
Figuras 30.19-28. Estruturas de Psocoptera. **19**, gonapófises de *Nepticulomima* sp. (Lepidopsocidae); **20**, asa anterior de *Troctopsoculus* sp. (Troctopsocidae); **21-22**, ápice da lacínia; **21**, *Musapsocus* sp. (Musapsocidae); **22**, *Troctopsocus separatus* (Roesler) (Troctopsocidae); **23-25**, gonapófises; **23**, *Epitroctes* sp. (Electrentomidae); **24**, *Compsocus elegans* Banks (Compsocidae); **25**, *Loneura lienhardi* García Aldrete (Ptiloneuridae); **26-27**, ponte meso-precoxal; **26**, Psocetae; **27**, Caeciliusetae; **28**, labro de *Epipsocus* sp. (Epipsocidae).

atingem a margem proximal e margem distal com indentações profundas. Tarsos dímeros. Pulvilos geniculados (Fig. 30.31). Asa anterior com duas veias anais; veias sem apêndices. Valvas do ovipositor ausentes ou reduzidas a um par. Está representada no Brasil por 19 espécies, em *Dolabellopsocus* Eertmoed (doze) e *Isthmopsocus* Eertmoed (sete). São encontrados sobre troncos, na serapilheira, ramos e folhagens.

14. Cladiopsocidae. Ocelos dorsais bem desenvolvidos. Labro com linha esclerosada completa, como em Epipsocidae, ou reta, divergindo proximalmente e não atingindo a margem proximal, sua margem distal sem endentações. Tarsos dí- ou trímeros. Pulvilo pontiagudo, reto (Fig. 30.32). Asa anterior com duas veias anais. Veia RA (R_1) margeando o pterostigma, com um apêndice ou, se ausente, outras veias com apêndices. Dois pares de valvas ovipositoras. Está representada no Brasil por seis espécies de *Cladiopsocus* Roesler. São encontrados na serapilheira, ramos e folhas. Uma espécie africana foi encontrada em ninho de cupins. Eertmoed (1986) revisou o gênero.

15. Ptiloneuridae (Figs. 30.1, 6). Labro com linha esclerosada incompleta, ausente ou quase ausente distalmente. Tarsos trímeros. Asa anterior com duas veias anais. Ovipositor (Fig. 30.25) com valva 1, valva 3 alongada do lado da valva 2. Falossomo complexo, aberto posteriormente; hipândrio simples ou como uma peça central, geralmente com apófises e escleritos laterais. Está representada no Brasil por 50 espécies em cinco gêneros (García Aldrete & Mockford 2009). São encontrados na superfície de rochas, em troncos, em ramos, folhagem e na serapilheira.

16. Asiopsocidae. Labro com estilete curto. Tarsos dímeros. Pulvilos ausentes ou relativamente delgados. Asas quase glabras. Abdômen sem vesículas adesivas. Ovipositor com valva 1 bastante reduzida, valva 2 pouco desenvolvida e valva 3 bastante desenvolvida. Placa subgenital sem apófises posteriores. Está representada no Brasil por quatro espécies, descritas em *Notiopsocus* Banks (três) e *Pronotiopsocus* Mockford (uma). São encontrados sobre a casca de árvores, em ramos e folhagem.



Figuras 30.29-30. Asa anterior.**29**, *Neurostigma dispositum* Roesler (Neurostigmatidae); **30**, *Graphopsocus mexicanus* Enderlein (Stenopsocidae).

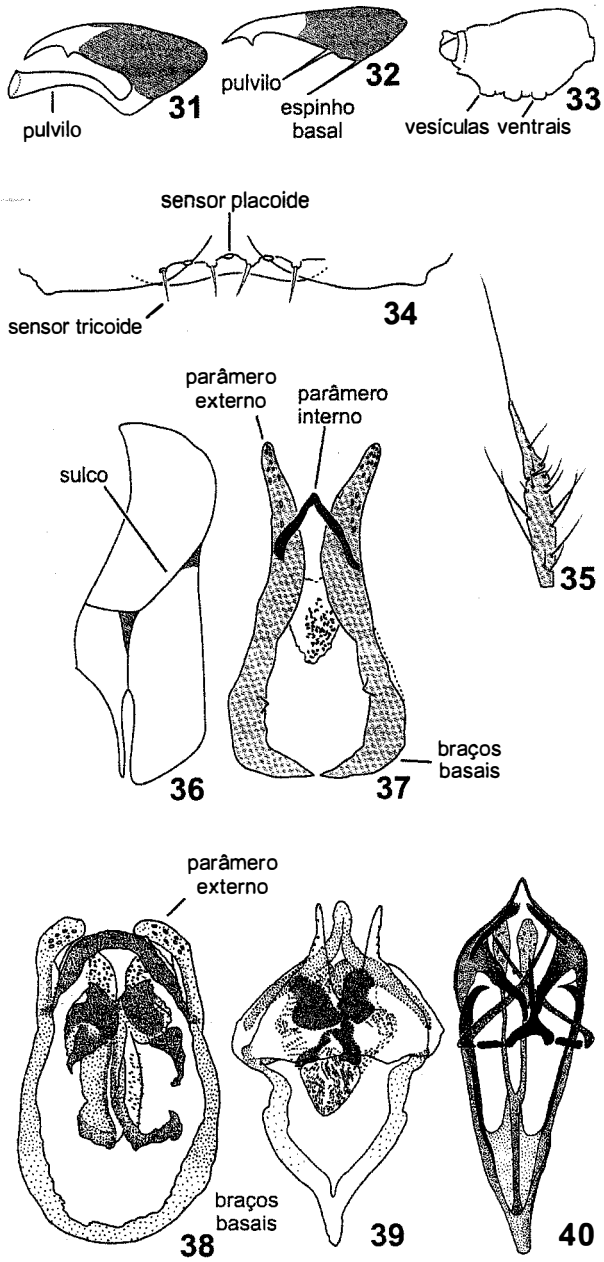
17. Caeciliusidae. Labro com cinco a sete sensores distais internos (Fig. 30.34), com ou sem estiletes. Mandíbula geralmente alongada e sulcada posteriormente para acomodar a gálea intumescida. Ápice da lacínia variável. Quarto palpômero maxilar mais curto que o segundo. Tarsos dímeros. Pulvilos dilatados, membranosos. Asa anterior com cerdas das veias inclinadas para o ápice, relativamente curtas, geralmente unisseriadas, exceto na costa e com poucas exceções bisseriadas nas veias R e M+CuA. Asa posterior com margem cerdosa, exceto a metade basal da margem anterior. Abdômen geralmente com uma a três vesículas adesivas (Fig. 30.33). Endofalo com bulbo mediano, geralmente não dividido na linha mediana. Ovipositor com valva 3 um tanto esclerosada e dilatada, partindo da base da valva 2, ou as duas fundidas formando uma peça larga (ou valva 2 delgada e valva 3 provavelmente ausente). Placa subgenital com duas apófises pequenas e típicas posteriormente. Espinhos da margem livre do paraprocto pequenos ou ausentes. Está representada no Brasil por 22 espécies, nos gêneros *Coryphaca* Enderlein (duas), *Stenocaecilius* Mockford (uma), *Valenzuela* Navás (quinze), *Enderleinella* Badonnel (uma) e *Xanthocaecilius* Mockford (três). São predominantemente folícolas. Foi revisada por Mockford (1999).

18. Stenopsocidae. Labro com cinco sensores distais internos, sendo três placoides. Tarsos dímeros. Pulvilos dilatados, membranosos. Asa anterior (Fig. 30.30) com célula cua (= *areola postica*) triangular, ligada a M por uma veia transversal. Ovipositor com valvas 1 e 2 alongadas e valva 3 rudimentar. Placa subgenital com bordo posterior simples ou levemente bilobado, sem apófises distais. Está representada no Brasil por duas espécies em *Graphopsocus* Kolbe. São encontradas em ramos e folhas.

19. Amphipsocidae (Fig. 30.5). Labro com ou sem estiletes e cinco sensores distais internos, sendo três placoides. Tarsos dímeros. Pulvilos alongados, membranosos. Margem das asas e veias cerdosas; cerdas nas veias da asa anterior distintamente em mais de uma série. Ovipositor com valvas 1 e 2 alongadas e valva 3 rudimentar. Placa subgenital sem apófises distais. Espinho da margem livre do paraprocto pequeno ou ausente. Está representada no Brasil por 14 espécies, em *Dasypsocus* Enderlein (duas) e *Polypsocus* Hagen (doze). São encontradas em ramos e folhas. A classificação genérica foi proposta por Mockford (1978).

20. Dasydemellidae. Labro sem estiletes. Quarto palpômero maxilar mais longo que o segundo. Labro com cinco sensores distais internos. Ápice da lacínia largo, relativamente achatado. Tarsos dímeros. Cerdas nas margens das asas

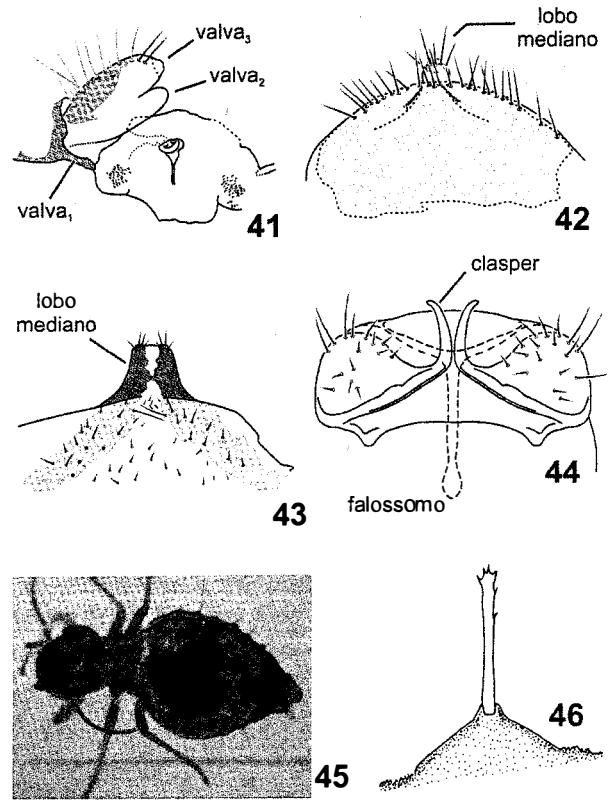
e nas veias, como em Amphipsocidae. Margem da asa posterior com cerdas restritas à célula RP (R_3) ou ausente. Abdômen com duas vesículas adesivas. Ovipositor com valva 3 esclerosada e dilatada ou achatada fundida à valva 2 na base ou longe da base. Espinho da margem livre do paraprocto relativamente grande. Está representada no Brasil por duas espécies, ambas em *Dasydemella* Enderlein. São predominantemente folícolas.



Figuras 30.31-40. Estruturas de Psocoptera. **31-32,** garra pré-tarsal; **31**, *Dolabellopsocus* sp. (Dolabellopsocidae); **32**, *Cladiopsocus* sp. (Cladiopsocidae); **33**, abdômen de *Xanthocaecilius* sp. (Caeciliusidae); **34**, sensor distal interno do labro de *Xanthocaecilius granulosus* Mockford (Caeciliusidae); **35**. ápice da antena de *Aaroniella* sp. (Philotarsidae); **36**, mesepisterno direito de *Valenzuela jamaicensis* (Banks) (Caeciliusidae); **37-40**, genitália masculina, falossomo; **37**, *Scytopsocus fuscus* Mockford (Pseudocaeciliidae); **38**, *Aaroniella sinuosa* Mockford (Philotarsidae); **39**, *Graphocaecilius pictus* Mockford & Sullivan (Lachesillidae); **40**, *Peripsocus dolichophallus* Badonnel (Peripsocidae).

21. Lachesillidae. Tarsos dí ou trímeros. Asas com cerdas nas veias, nas margens e na membrana alar. Falossomo variável, como uma estrutura fechada ou aberta distalmente; com ou sem endofalo. Paraprocto da fêmea com ou sem área de cerdas fortes ao longo da margem mediana na metade ventral. Ovipositor com valva 1 às vezes ausente, valva 3 (ou valva 2+3) variável na forma, com cerdas na superfície dorsal ou primariamente ao longo da margem externa. Família bastante diversificada, representada no Brasil por 44 espécies em nove gêneros (García-Aldrete 2008, 2010; García-Aldrete & Mockford 2009, 2011a,b). São encontradas predominantemente em folhas secas ou verdes, ramos e sobre troncos. Mockford & Sullivan (1986) propuseram uma classificação para a família. García Aldrete (1996/1997, 2000) descreveu várias espécies brasileiras de *Lachesilla*.

22. Ectopsocidae. Tarsos dímeros. Garras pré-apicais sem dente pré-apical. Geralmente macrópteros, às vezes braquípteros ou micrópteros. Asa anterior (Fig. 30.47) sem *areola postica*; pterostigma quase retangular. Asa posterior com RP e M ligadas por uma veia transversal. Clúnio do macho com esclerosações. Hipândrio simples. Endofalo com



Figuras 30.41-46. Estruturas de Psocoptera. **41**. gonapófise esquerda e esterno IX de *Graphocaecilius* sp. (Lachesillidae); **42-43**, genitália feminina; **42**, placa subgenital de *Palmicola* sp. (Elipsocidae); **43**, placa subgenital de *Peripsocus dolichophallus* Badonnel (Peripsocidae); **44**, genitália masculina de *Lachesilla pedicularia* (L.) (Lachesillidae).

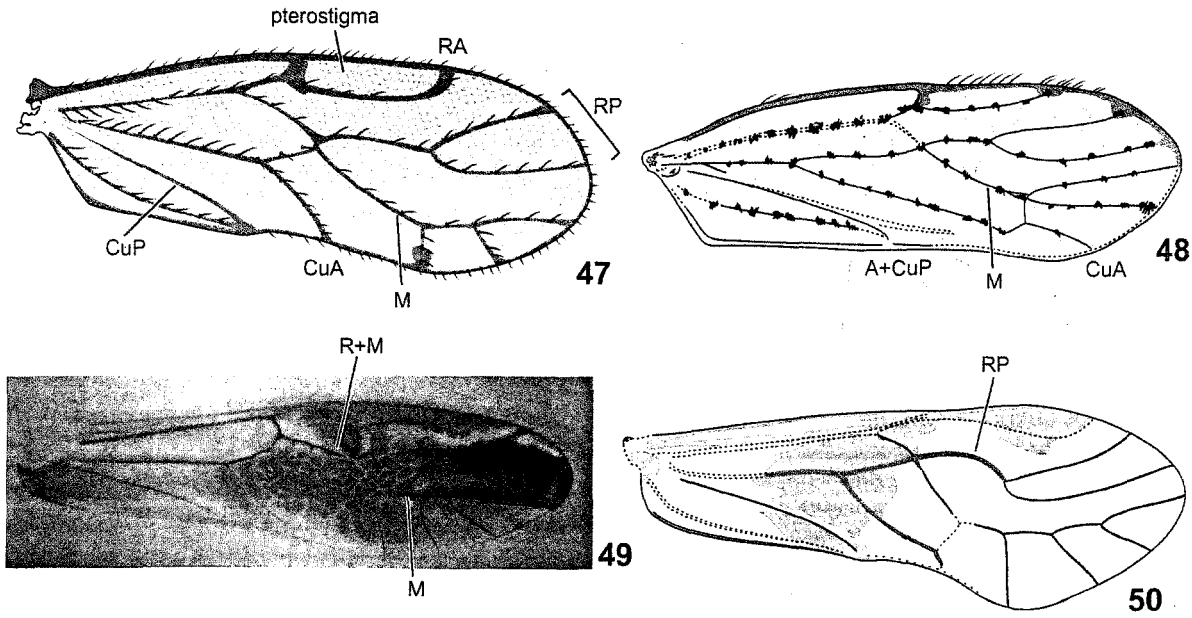
escleritos assimétricos. Paraproctos com um cone marginal, às vezes bífido, ou com dois cones. Placa subgenital bilobada ou com um lobo mediano. Valvas do ovipositor completas ou somente valva 3 presente. Está representada no Brasil por seis espécies, nos gêneros *Ectopsocopsis* Badonnel (uma) e *Ectopsocus* McLachlan (cinco). São encontradas predominantemente em folhas secas.

23. Peripsocidae. Tarsos dímeros. Garras pré-tarsais com dente pré-apical. Geralmente macrópteros, raramente braquípteros ou micrópteros. Asas frequentemente glabras ou com veias cerdosas. Asa anterior sem *areola postica*; pterostigma normal, mais largo posteriormente; RP (Rs) e M fundidas por certa distância nas asas anterior e posterior. Placa subgenital (Fig. 30.43) com um lobo distal. Hipândrio simples. Falossomo (Fig. 30.40) como uma estrutura fechada, com parâmeros externos livres apicalmente. Endofalo com escleritos simétricos. Clúnio do macho proeminente na área adjacente ao epiprocto, frequentemente denticulado (pente clunial). Valvas do ovipositor completas. Está representada no Brasil por oito espécies de *Peripsocus* Hagen. São predominantemente corticícolas.

24. Archipsocidae. Geralmente encontrados em colônias sobre densa teia de seda. Adultos geralmente polimórficos, machos micrópteros, raramente ápteros; fêmeas macrópteras ou micrópteras. Pronoto com uma série transversal de cerdas longas voltadas para trás. Asas cerdosas com cerdas relativamente curtas na membrana. *Areola postica*, na asa anterior, relativamente achatada, sem alça voltada para frente. Tarsos dímeros. Asa anterior um tanto coriácea, com veias indistintas. Asa posterior membranosa, com venação reduzida, distinta. Falossomo com parâmeros externos membranosos ou ausentes; esclerosação endofálica tênue ou ausente. Placa subgenital arredondada ou achatada distalmente. Ovipositor sem valva 1, valva 2 delgada e valva 3 larga com cerdas marginais longas. Todas as valvas ausentes nas espécies vivíparas. Está representada no Brasil por 25 espécies, em *Archipsocopsis* Badonnel (três), *Archipsocus* Hagen (vinte) e *Notarchipsocus* Mockford (duas). New (1973b) trabalhou com as espécies sul-americanas e Badonnel (1978), com várias espécies brasileiras de *Archipsocus* e *Archipsocopsis*. Badonnel *et al.* (1984) trataram da taxonomia de uma subfamília.

25. Pseudocaeciliidae. Tarsos dí ou trímeros. Garra pré-tarsal frequentemente sem dentículo pré-apical. Asa anterior sem veias e margem muito cerdosa, frequentemente membranosa, mas às vezes um tanto coriácea; algumas veias com cerdas bisseriadas. Margem mediana da asa anterior e margens distal e posterior da asa posterior com cerdas bisseriadas, formando pares que se cruzam. Abdômen geralmente com vesículas adesivas. Hipândrio às vezes simples, geralmente com dois lobos laterais ou com esclerosações simétricas. Falossomo (Fig. 30.37) com parâmeros externos alongados, geralmente mais longos do que o arco edeagal. Endofalo geralmente com escleritos simétricos. Clúnio do macho às vezes com protuberâncias ou com dentículos. Ovipositor com valva 1 acuminada, valva 2 espiculada no ápice ou com protuberância espiculada pontiaguda além do lobo arredondado, valva 3 larga, cerdosa. Placa subgenital bilobada. Está representada no Brasil por seis espécies, nos gêneros *Pseudocaecilius* Enderlein (uma) e *Scytopsocus* Roesler (cinco). São encontrados em ramos e folhagem.

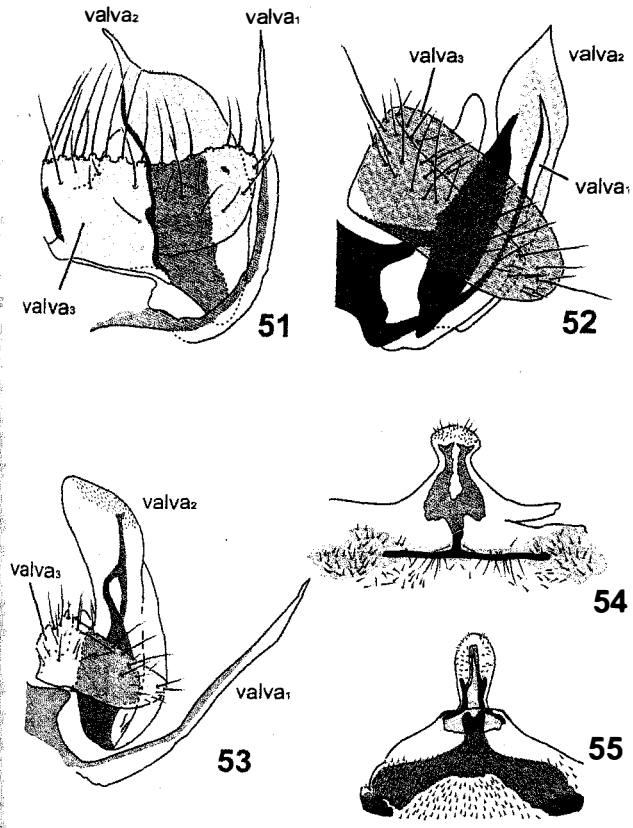
26. Philotarsidae. Labro com nove sensores distais internos. Tarsos dí ou trímeros. Garra pré-tarsal com um dente pré-apical. Geralmente macrópteros, ocasionalmente braquípteros e raramente micrópteros. Asa anterior com veias e margem cerdosas, CuP geralmente glabra. Hipândrio e clúnio simples. Falossomo (Fig. 30.38) com parâmeros externos relativamente



Figuras 30.47-50. Asa anterior. **47**, *Ectopsocus pacificus* Garcia Aldrete (Ectopsocidae); **48**, *Hemipsocus pretiosus* Banks (Hemipsocidae); **49**, *Dyctiopsocus pennicornis* (Burmeister) (Psocidae); **50**, *Blaste* sp. (Psocidae).

curtos, ultrapassando levemente o ápice do arco edeagal. Endofalo geralmente com escleritos simétricos. Ovipositor com todas as valvas: valva 1 acuminada, valva 2 com uma protuberância espiculada subdistal curta, arredondada ou obtusa. Placa subgenital com um lobo mediano. Está representada no Brasil por cinco espécies, uma em *Haplophallus* Thornton e quatro em *Aaroniella* Mockford. São encontrados em ramos e folhagem.

27. Elipsocidae. Labro com onze sensores distais internos, geralmente bisseriados. Tarsos dí ou trímeros. Garra pré-tarsal com um dente pré-apical. Asa anterior com veias e margem cerdosas; cerdas das veias uni- ou bisseriadas. Abdômen sem vesículas adesivas. Hipândrio simples ou bilobado. Falossomo fechado, com forma variada. Edeago geralmente estreitando-se em direção ao ápice rombo, às vezes achatado ou membranoso; lobos endofálicos espiculados na maioria dos gêneros, escleritos radulares ausentes na maioria dos gêneros. Clúnio simples. Ovipositor com valva 1 delgada, alongada, excepcionalmente reduzida; valva 2 com ápice bífido, lobos espinhosos ou lisos com desenvolvimento variado a partir da base, enlarguecido ou alongado distalmente; valva 3 grande na maioria dos gêneros, cerdoso, com cerdas marginais inteiras ou ausentes dorso-lateralmente. Placa subgenital (Fig. 30.42) geralmente arredondada apicalmente, raramente com um lobo mediano



Figuras 30.51-55. Estruturas da genitália feminina. **51-53**, valvas ovipositoras ou gonapófises; **51**, *Steleops purus* Mockford; **52**, *Eremopsocus mockfordi* Badonnel; **53**, *Metylophorus barretti* (Banks); **54-55**, placa subgenital; **54**, *Eremopsocus mockfordi* Badonnel; **55**, *Metylophorus hoodi* (Chapman).

curto ou longo, transverso ou afilado em direção ao ápice rombo; margem apical com um ou dois grupos de cerdas, excepcionalmente ausentes; com um par de cerdas medianas grandes ou uma série pré-apical. Está representada no Brasil por quatro espécies de *Nepiomorpha* Pearman. São encontrados em ramos, folhagem e serapilheira.

28. Hemipsocidae. Labro com cinco sensores distais internos. Tarsos dímeros. Garra pré-tarsal com dentículo diminuto e pulvilo relativamente largo. Asa anterior (Fig. 30.48) com célula cua (= *areola postica*) ligada a M por uma veia transversal; M com dois ramos. Hipândrio sem esclerosações fortes. Falossomo aberto distalmente. Placa subgenital da fêmea simples, arredondada posteriormente. Valva 2 delgada, valva 3 larga, triangular, com poucas cerdas. Está representada no Brasil por uma espécie de *Hemipsocus* Selys-Longchamps, coletada no Mato Grosso, em folhas secas de palmeira.

29. Psocidae (Figs. 30.2, 4). Labro com cinco a onze sensores distais internos. Tarsos dímeros. Garra pré-tarsal com dentículo pré-apical bem desenvolvido e pulvilo delgado. Asa anterior (Figs. 30.49-50) com *areola postica* geralmente fundida a M por certa distância, ocasionalmente fundida por um ponto, raramente ligada por uma veia transversal; veia M com três ramos. Coloração da asa variável, desde ausente a extensivamente bandeada ou manchada. Hipândrio geralmente bem esclerosado, com esclerosações simétricas ou assimétricas. Falossomo variável, com um par de braços unidos ou não na base ou uma estrutura fechada de formas variadas. Placa subgenital da fêmea com uma projeção posterior bem definida. Ovipositor com valva 1 alongada, delgada; valva 2 larga, geralmente com protuberância distal delgada; valva 3 arredondada a longamente oval, cerdosa, frequentemente com lobo voltado para trás, lobo mediano surgindo da superfície interna medianamente. É a maior família da ordem e com a mais alta diversidade no Brasil, 89 espécies em 23 gêneros (García Aldrete & Mockford 2009). São predominantemente corticícolas. New (1972a, b, 1978) e Mockford (1975, 1981, 1991) publicaram tratamentos taxonômicos de vários gêneros.

30. Myopsocidae. Labro com sete sensores distais internos (o central placoide, seguido por dois tricoides e um placoide de cada lado). Tarsos trímeros. Garras pré-tarsais com dentículo pré-apical bem desenvolvido. Pulvilos delgados. Asa anterior com *areola postica* fundida a M por um ponto ou por uma distância curta ou ligada por uma veia transversal. Asa distintamente manchada de marrom, a margem alternando bandas marrons e hialinas. Hipândrio simples ou com esclerosações simétricas. Falossomo com um par de braços ou uma estrutura fechada. Placa subgenital da fêmea com braços largos pigmentados e com uma peça distal. Ovipositor com valva 2 com a base larga, afilando-se longamente em uma ponta delgada; valva 3 arredondada ou quadrada, com numerosas cerdas. Está representada no Brasil por 14 espécies de *Lichenomima* Enderlein (sete) e de *Myopsocus* Hagen (sete). São corticícolas.

Agradecimentos. Aos editores, pelo convite para escrever este capítulo. A Augusto Loureiro Henriques (INPA), Sônia

Aparecida Casari (Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Brasil) e Joachim Adis (Max Planck Institut für Limnologie, Ploen, Alemanha), pelo empréstimo de psocópteros brasileiros de suas respectivas coleções e pelo espírito cooperativo. Charles Lienhard (Muséum d'Histoire Naturelle, Genève, Suiça), pela atualização da classificação e do número de espécies, além de vários comentários úteis. Javier García Figueroa, J. Arturo Casasola e Felipe Villegas (Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México), pela montagem das lâminas e suporte técnico.

Referências bibliográficas

Allen, R.W. 1973. The biology of *Thysanosoma actinioides* (Cestoda: Anoplocephalidae). A parasite of domestic and wild ruminants. **New Mexico State University. Agricultural Experiment Station Bulletin** 604, 69 p.

Badonnel, A. 1969. Espèces brésiliennes du genre *Belaphotroctes* Roesler (Psocoptera: Liposcelidae). **Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle (2e Série)** 41(6): 1348-1360.

Badonnel, A. 1972. Espèces brésiliennes de la sous-famille des Embidopsocinae (Psocoptera: Liposcelidae). **Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle (3e Série), Zoologie** 66(87): 1097-1139.

Badonnel, A. 1974. Sur quelques espèces brésiliennes du groupe des Epipsocetae. **Bulletin de la Société entomologique de France** 79: 192-197.

Badonnel, A. 1978. Compléments á l'étude des Archipsocidae du Brésil (Insecta, Psocoptera). **Revista Brasileira de Biologia** 38(1): 177-186.

Badonnel, A.; E.L. Mockford & A.N. García Aldrete 1984. Pararchipsocinae, nouvelle subdivision des Archipsocidae (Insecta, Psocoptera), avec description de *Pararchipsocus* n. g., et de onze espèces inédites de cette sous-famille. **Bulletin du Muséum national d'Histoire naturelle** (4) 6 (A) (3): 741-768.

Bess, E.; V. Smith; C. Lienhard & K.P. Johnson 2006. **Psocodea. Parasitic lice (=Phthiraptera). Book Lice and Bark Lice.** Version 08, October 2006 (under construction). http://tolweb.org/Psocodea/8235/2006,10.08, in The Tree of Life Web Project, http://tolweb.org/

Carpenter, F.M. 1992. **Treatise on invertebrate paleontology. Part R. Arthropoda 4. Volumes 3-4. Superclass Hexapoda.** The Geologic Society of America, Inc. and the University of Kansas. Boulder, Colorado and Lawrence, Kansas. Vol. 3, 277 p.; Vol. 4: 279-655.

Eertmoed, G. 1986. The redefinition of *Cladiopsocus* (Psocoptera: Cladiopsocidae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 21(4): 207-229.

García Aldrete, A.N. 1990. Insecta: Psocoptera, p: 1033-1052. *In*: D.L. Dindal (ed.). **Soil Biology Guide.** John Wiley & Sons. New York. 1, 349 p.

García Aldrete, A.N. 1996/1997. New South American *Lachesilla* (Psocoptera: Lachesillidae). **Revista de Biología Tropical** 44(3)/45(1): 209-223.

García Aldrete, A.N. 2000. New South American *Lachesilla* in the group *Forcepeta* (Psocoptera: Lachesillidae). **Acta Zoologica Mexicana (n. s.)** 80: 69-99.

García Aldrete, A.N. 2005. Three new monotypic genera of Epipsocidae (Psocoptera) from Peru and Brazil. **Zootaxa** 1077: 51-60.

García Aldrete, A.N. 2006. New genera of Psocoptera (Insecta), from Mexico, Belize and Ecuador (Psoquillidae, Ptiloneuridae, Lachesillidae). **Zootaxa** 1319: 1-14.

García Aldrete, A.N. 2008. Ectolachesilla: a new genus of Lachesillidae (Insecta: Psocoptera) from Amazonas, Brazil. **Entomological News** 119(3): 251-255.

García Aldrete, A.N. 2010. Seven new species of Lachesilla (Psocodea: 'Psocoptera': Lachesillidae) in the group forcepeta from the Amazon Basin. **Acta Amazonica** 40(4): 745-756.

García Aldrete, A.N. & L.J. Gutiérrez Díaz 1995. Species of psocids (Psocoptera), associated with stored grains in México. **Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoología** 66(1): 47-55.

García Aldrete, A.N. & E.L. Mockford 2009. A list of Psocoptera (Insecta: Psocodea) from Brazil. **Revista Mexicana de Biodiversidad 80: 665-673.**

García Aldrete, A.N. & E.L. Mockford 2011a. A new species of *Waoraniella* (Psocodea: 'Psocoptera': Lachesillidae: Eolachesillinae) from the Reserva Florestal Ducke, Amazonas, Brazil. **Acta Zoológica Mexicana** (n. s.) 27(1): 123-127.

García Aldrete, A.N. & E.L. Mockford 2011b. *Amazolachesilla*, a new genus of Eolachesillinae (Psocodea:'Psocoptera': Lachesillidae) from Amazonas, Brazil. **Acta Amazonica** 41(4): 361-364.

Johnson, K. & E.L. Mockford 2003. Molecular systematics of Psocomorpha (Psocoptera). **Systematic Entomology** 28: 409-416.

Lienhard, C. 1998. **Psocoptères euro-mediterranéens. Faune de France 83.** Fédération Française des Societés des Sciences Naturelles. 517 p.

Lienhard, C. 2004. **Psocoptera (Insecta). World Catalogue and Bibliography.** <http://www.ville-ge.ch/musinfo/mhng/page-e/psocoptera.htm>. Acesso: 17/jul/2006.

Lienhard, C. & C.N. Smithers 2002a. **Psocoptera (Insecta): world catalogue and bibliography.** Muséum d'Histoire Naturelle. Instrumenta Biodiversitas. Vol. 5, 492 p.

Lienhard, C. & C.N. Smithers 2002b. **Psocoptera. World Catalogue and Bibliography.** Instrumenta Biodiversitatis V. Muséum d'histoire naturelle, Genève. 745 p.

Mockford, E.L. 1967. The Electrentomoid psocids (Psocoptera). **Psyche** 74(2): 118-165.

Mockford, E.L. 1969. Fossil insects of the order Psocoptera from Tertiary amber of Chiapas, Mexico. **Journal of Paleontology** 43(5): 1267-1273.

Mockford, E.L. 1975. Genus *Eremopsocus* McLachlan: Distinction from *Cerastipsocus* Kolbe and review of species. **Psyche** 82(2): 244-258.

Mockford, E.L. 1978. A generic classification of family Amphipsocidae (Psocoptera: Caecilietae). **Transactions of the American Entomological Society** 104: 139-190.

Mockford, E.L. 1981. Systematics of New World genera of Cerastipsocini and species of *Psococerastis* Pearman (Psocoptera: Psocidae: Cerastipsocinae). **Transactions of the American Entomological Society** 107: 249-298.

Mockford, E.L. 1991. New species and records of Psocoptera (Insecta) from Roraima State, Brazil. **Acta Amazonica** 21(único): 211-318.

Mockford, E.L. 1993. **North American Psocoptera (Insecta).** Flora and Fauna Handbook 10. The Sandhill Crane Press, Gainesville, Florida. 455 p.

Mockford, E.L. 1997. A new species of *Dicopomorpha* (Hymenoptera:

Mymaridae) with diminutive, apterous males. **Annals of the Entomological Society of America** 90(2): 115-120.

Mockford, E.L. 1999. A classification of the psocopteran family Caeciliusidae (Caeciliidae Auct.). **Transactions of the American Entomological Society** 125(4): 325-417.

Mockford, E.L. & D.M. Sullivan 1986. Systematics of the Graphocaeciliine psocids with a proposed higher classification of the family Lachesillidae. **Transactions of the American Entomological Society** 112: 1-80.

New, T.R. 1969. Observations on the biology of Psocoptera found in leaf litter in southern England. **Transactions of the Society for British Entomology** 18(7): 169- 180.

New, T.R. 1971. A new species of *Belaphapsocus* [sic!] Badonnel from Brazil, with notes on its early stages and bionomics (Psocoptera). **The Entomologist** 104: 124-133.

New, T.R. 1972a. A collection of Psocidae (Psocoptera) from Central Brazil. **Arquivos de Zoologia** 22(4): 193-237.

New, T.R. 1972b. Some Thyrsophoridae from Central Brazil (Psocoptera). **Zoologischer Anzeiger,** 189 (3/4): 190-199.

New, T.R. 1972c. Some Epipsocetae (Psocoptera) from Central Brazil. **Transactions of the Royal entomological Society of London** 123(4): 455-497.

New, T.R. 1972d. Some Brazilian Psocoptera from bird nests. **The Entomologist** 105: 153-160.

New, T.R. 1973a. A new species of *Troctopsoculus* Mockford (Psocoptera, Troctopsocidae) from Brazil. **The Entomologist** 106: 284-286.

New, T.R. 1973b. The Archipsocidae of South America (Psocoptera). **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 125(1): 57-105.

New, T.R. 1975. Some Lepidopsocidae (Psocoptera) from Central Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 19(2): 85-95.

New, T.R. 1978. Notes on some unusual Psocidae (Psocoptera) from Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 22(1): 11-18.

New, T.R. 1979. New and little-known Psocoptera from the Reserva Ducke, Amazonas. **Acta Amazonica** 9(4): 773-781.

New, T.R. 1980. Epipsocetae (Psocoptera) from the Reserva Ducke, Amazonas. **Acta Amazonica** 10(1): 179-206.

New, T. R. & I. W. B. Thornton. 1988. Epipsocetae (Psocoptera) from Peru. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 23(4): 225-250.

Patil, M.P.; P.V. Niphadkan & M.M. Bapat 2001. Psocoptera spp. (Booklouse): a new major household allergen in Mumbai. **Annals of Allergy, Asthma & Immunology** 87: 151-155.

Rudolph, D. 1982a. Occurrence, properties and biological implications of the active uptake of water vapour from the atmosphere in Psocoptera. **Journal of Insect Physiology 28(2):** 111-121.

Rudolph, D. 1982b. Site, process and mechanism of active uptake of water vapour from the atmosphere in the Psocoptera. **Journal of Insect Physiology** 28(3): 205-212.

Schmidt, E.R. & T.R. New 2004. A systematic and phylogenetic revision of the family Elipsocidae (Insecta: Psocoptera), with the erection of two new families: Lesneiidae and Sabulopsocidae. **Invertebrate Systematics** 18: 157-213.

Smithers, C.N. 1972. The classification and phylogeny of the Psocoptera. **Australian Museum Memoirs** 14: 1-349.

Smithers, C.N. 1990. Keys to the families and genera of Psocoptera (Arthropoda: Insecta). **Technical reports of the Australian Museum** 2: 1-82.

Spieksma, F.T. & C. Smits 1975. Some ecological and biological aspects of the book louse *Liposcelis bostrychophilus* Badonnel, 1931 (Psocoptera). **Netherlands Journal of Zoology** 25: 219-230.

Wolda, H. & E. Broadhead 1985. Seasonality of Psocoptera in two tropical forests in Panama. **Journal of Animal Ecology** 54: 519-530.

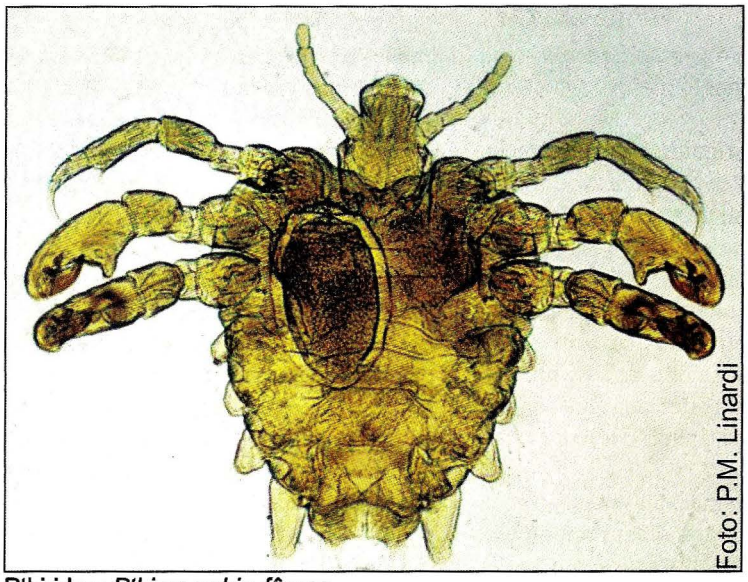
Yoshizawa, K. 2002. Phylogeny and higher classification of suborder Psocomorpha (Insecta: Psocodea: 'Psocoptera'). **Zoological Journal of the Linnean Society** 136: 371-400.

Yoshizawa, K. (s.d.). **Psoco Net. The Psocidologists' Home Page**. Updated Feb. 28, 2006. <http://www.psocoptera.org>. Acesso: 17/jul/2006.

Capítulo 31

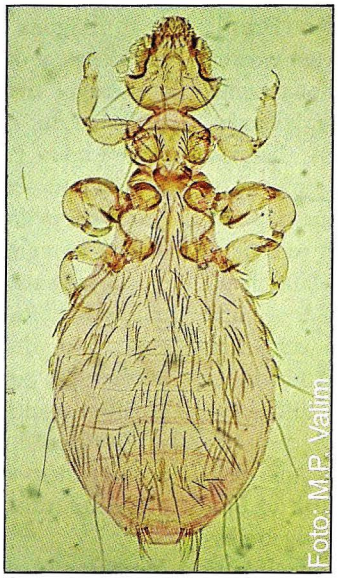
PHTHIRAPTERA

Pedro Marcos Linardi

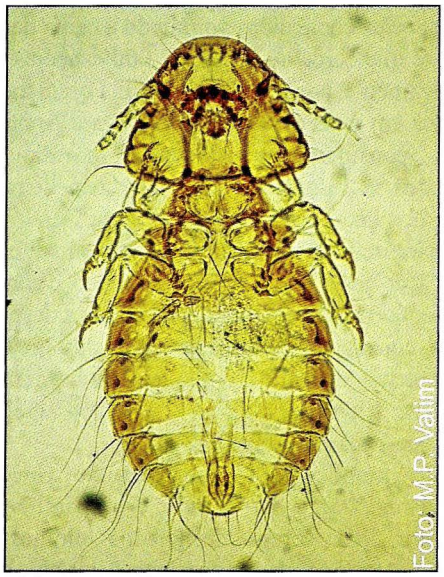


Pthiridae: *Pthirus pubis*, fêmea

Pediculidae: *Pediculus capitis*, fêmea



Gyropidae: *Phtheiropoios wetmorei*, fêmea



Philopteridae: *Hepatapsogaster sexsetosous*, macho

PHTHIRAPTERA Haeckel, 1896

Pedro Marcos Linardi

Phthiraptera: do grego *phthir* = piolho; *a* = sem; *pteron* = asa. Refere-se à ausência de asas nos piolhos.

Diagnose. Insetos hemimetábolos, pterigotos, secundariamente ápteros, ectoparasitos permanentes de aves e mamíferos, variando de 0,3 a 11 mm de comprimento. Corpo esclerosado, achatado dorso-ventralmente, coberto de cerdas voltadas para trás, com coloração amarelada ou castanha. Olhos presentes ou ausentes. Antena com três a cinco artículos. Aparelho bucal mastigador ou sugador-pungitivo. Palpo maxilar presente ou ausente. Pernas escansoriais. Fêmeas maiores que os machos, com a extremidade posterior do abdômen bifurcada; machos com a extremidade posterior do abdômen de contorno arredondado.

Introdução. Os fitirápteros são conhecidos popularmente como piolhos. O piolho do corpo humano é conhecido como muquirana, o da cabeça, como piolho-da-cabeça e o piolho pubiano como chato. São ectoparasitas, cosmopolitas, com 4.996 espécies conhecidas no mundo e cerca de 900 no Brasil. Estima-se que cerca de 9.500 e 2.000 espécies devam existir, respectivamente, no mundo e no Brasil. Foram tradicionalmente separados em duas ordens, Mallophaga e Anoplura, levando-se em consideração caracteres morfológicos, hábitos alimentares e interações com os hospedeiros. Embora a maioria dos taxonomistas concorde que Mallophaga seja um grupo parafilético, algumas dúvidas persistem em relação à classificação desses grupos. Se parafilético, o nome Mallophaga não deve, portanto, ter valor taxonômico, a despeito de seu uso didático consagrado. Atualmente, a classificação considera os fitirápteros divididos em quatro subordens: Amblycera, Ischnocera, Rhynchophthirina (essas três antes incluídas em Mallophaga) e Anoplura (Lyal 1985a).

Os amblíceros, isquinóceros e rincofitírinos têm a cabeça mais larga que o tórax e o aparelho bucal do tipo mastigador, daí serem designados piolhos-mastigadores. Alimentam-se de células de descamação da pele dos mamíferos, pelos ou produtos retirados das penas, com algumas espécies eventualmente ingerindo sangue que aflora no tegumento de hospedeiros injuriados. Parasitam aves e mamíferos, sendo encontrados em todas as ordens de aves (Price *et al.* 2003) e em diversas ordens de mamíferos: Proboscidea, Hyracoidea, Carnivora, Artiodactyla, Perissodactyla, Didelphiomorpha, Dasyuromorpha, Diprodontia, Xenarthra, Primates e Rodentia (Emerson & Price 1981). São conhecidas 4.464 espécies e subespécies, sendo 554 infestantes de mamíferos e 3.910 de aves. No Brasil, cerca de 90 espécies de mamíferos hospedam piolhos-mastigadores, especialmente roedores e carnívoros.

Os anopluros têm o tórax mais largo que a cabeça e o aparelho bucal do tipo sugador-pungitivo, sendo designados piolhos-sugadores. São hematófagos, com os adultos e ninfas alimentando-se diretamente dos capilares. Parasitam exclusivamente mamíferos, infestando essencialmente ungulados, roedores, insetívoros, lagomorfos e alguns carnívoros terrestres. São conhecidas 532 espécies, com a região Neotropical concentrando 11% da fauna mundial (Kim & Ludwig 1978). Para o Brasil, foram assinaladas sete famílias, com dez gêneros e 36 espécies de fitirápteros.

Alguns registros de fósseis de fitirápteros são duvidosos, a despeito de Kumar & Kumar (1999) noticiarem a possível evidência de um anopluro em sedimentos do Triássico Superior de Saptura, Índia. Rasnitsyn & Zherikthin (1999, *apud* Price *et al.* 2003) também descreveram o que consideram ser o primeiro registro de um fóssil de piolho mastigador, do Cretáceo Inferior de Baissa, Transbaikalia, Rússia. O registro seguro mais antigo de um fóssil de piolho é o de *Megamenopogon rasnitsyni* Wappler, Smith & Dalgleish, um amblícero Menoponidae coletado em xisto betuminoso do Eoceno, de Messel, Alemanha. Esse fóssil, além de bem preservado, possui fragmentos de pelos no seu intestino que provam ser um piolho-mastigador.

Smith & Page (1997) apresentam dados sobre especialistas, classificação, filogenia, bibliografia, eventos e outras informações relativas aos piolhos.

Morfologia (adultos). Os piolhos-sugadores (Anoplura) medem em média 2,5 mm de comprimento, variando de 0,35 a 8 mm. Cabeça geralmente cônica, dividida transversalmente em duas partes por uma sutura clípeo-frontal, correspondendo

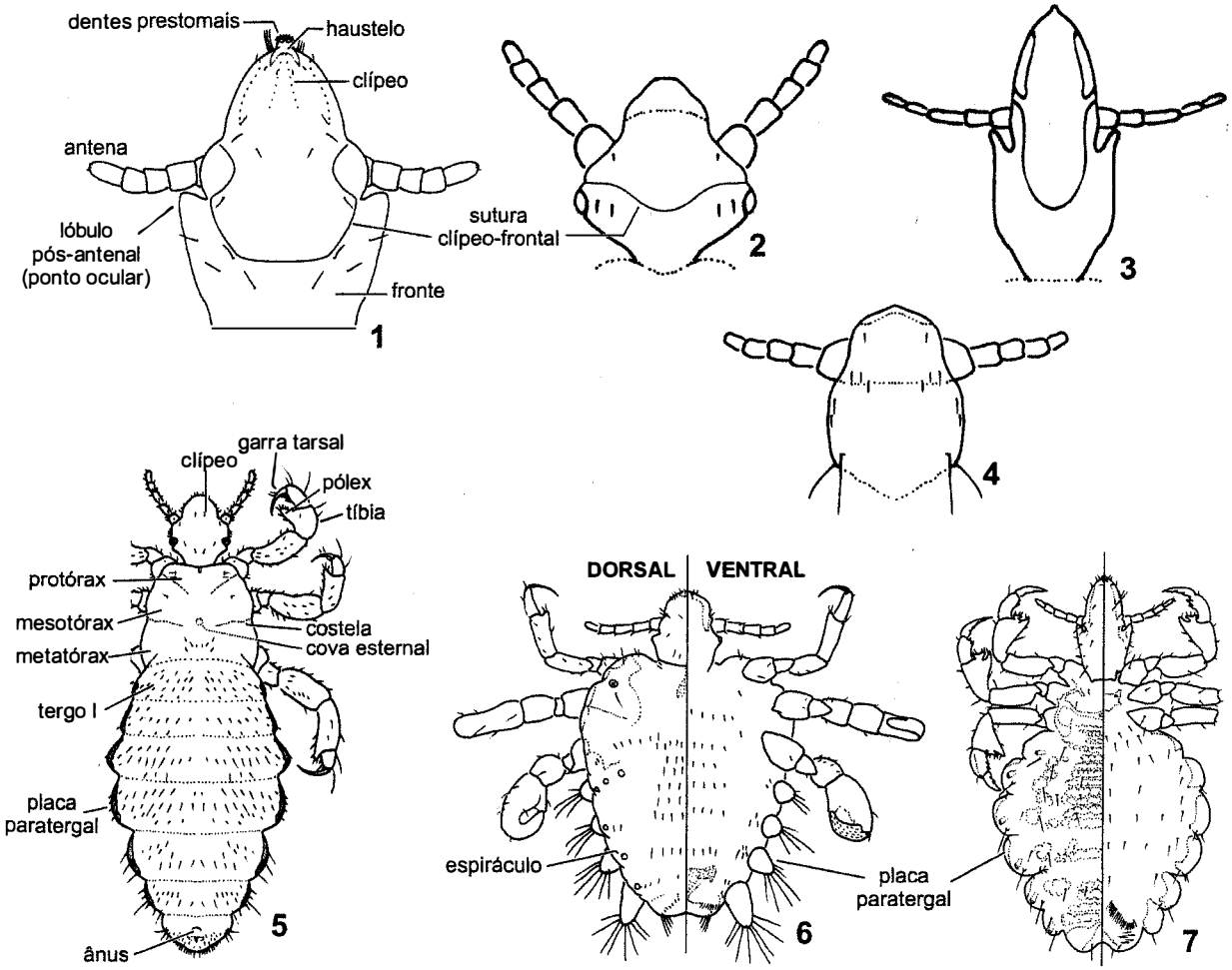
às regiões pré e pós-antenal (Figs. 31.1-4). Antena curta, filiforme, usualmente com cinco artículos (Figs. 31.1-7) (ocasionalmente com três ou quatro), com sensores (sensilas) celocônicos no quarto e quinto artículos. Peças bucais adaptadas para perfurar a pele dos hospedeiros, constituída por um haustelo, estrutura esclerosada e tubuliforme projetada anteriormente, provida de pequenos dentes prestomais e dois estiletes, de origem hipofaringeal e labial, retraídos numa bolsa ventral. Olhos compostos reduzidos (Fig. 31.2) ou ausentes (Fig. 31.4). Ponto ocular ou lóbulo pós-antenal presente (Fig. 31.3) ou ausente. Ocelos ausentes.

Tórax com os segmentos fundidos (Fig. 31.5), com um par de espiráculos respiratórios no mesotórax. Ventralmente provido de uma placa mediana esclerosada, a placa esternal torácica (Figs. 31.7, 21), cuja forma e tamanho é peculiar para cada espécie. Pernas desenvolvidas, tarsos monômeros, terminando em uma garra tarsal recurvada, destinada à fixação nos pelos dos hospedeiros (Figs. 31.5-7, 19-22).

Abdômen com nove segmentos, todos visíveis (Figs. 31.5, 7, 22). Em *Pthirus* Leach (Fig. 31.6), os cinco primeiros são fundidos. Tergitos e esternitos pouco esclerosados, com placas paratergais (paratergitos) geralmente desenvolvidas, de importância na sistemática do grupo (Figs. 31.5-7, 19, 21, 36-37). Espiráculos abdominais geralmente em número de seis pares, abrindo-se lateralmente nos segmentos III a VIII (Figs. 31.5-7, 37). Algumas espécies com menor número de espiráculos abdominais. Faces dorsais e ventrais com número variável de placas esclerosadas, dotadas de uma ou mais fileiras transversais de cerdas (Figs. 31.5-7, 21-22, 36-37). Genitália externa bem desenvolvida nos dois sexos. Fêmeas com dois pares de gonópodes (gonapófises), localizados nos segmentos VIII e IX, uma placa subgenital característica no segmento VIII, uma vulva, de abertura ventral (Fig. 31.8), e a maioria das espécies exibindo espermateca. Machos com um apódema ou placa basal, um par de parâmeros e endômeros, pseudopênis e um edeago bem esclerosado, situado dorsalmente, no qual se abre um gonóporo (Fig. 31.9).

Amblycera, Ischnocera e Rhynchophthirina (piolhos-mastigadores)

Têm coloração variando entre o amarelo esbranquiçado a castanho ou quase pretos, após a alimentação. Comprimento



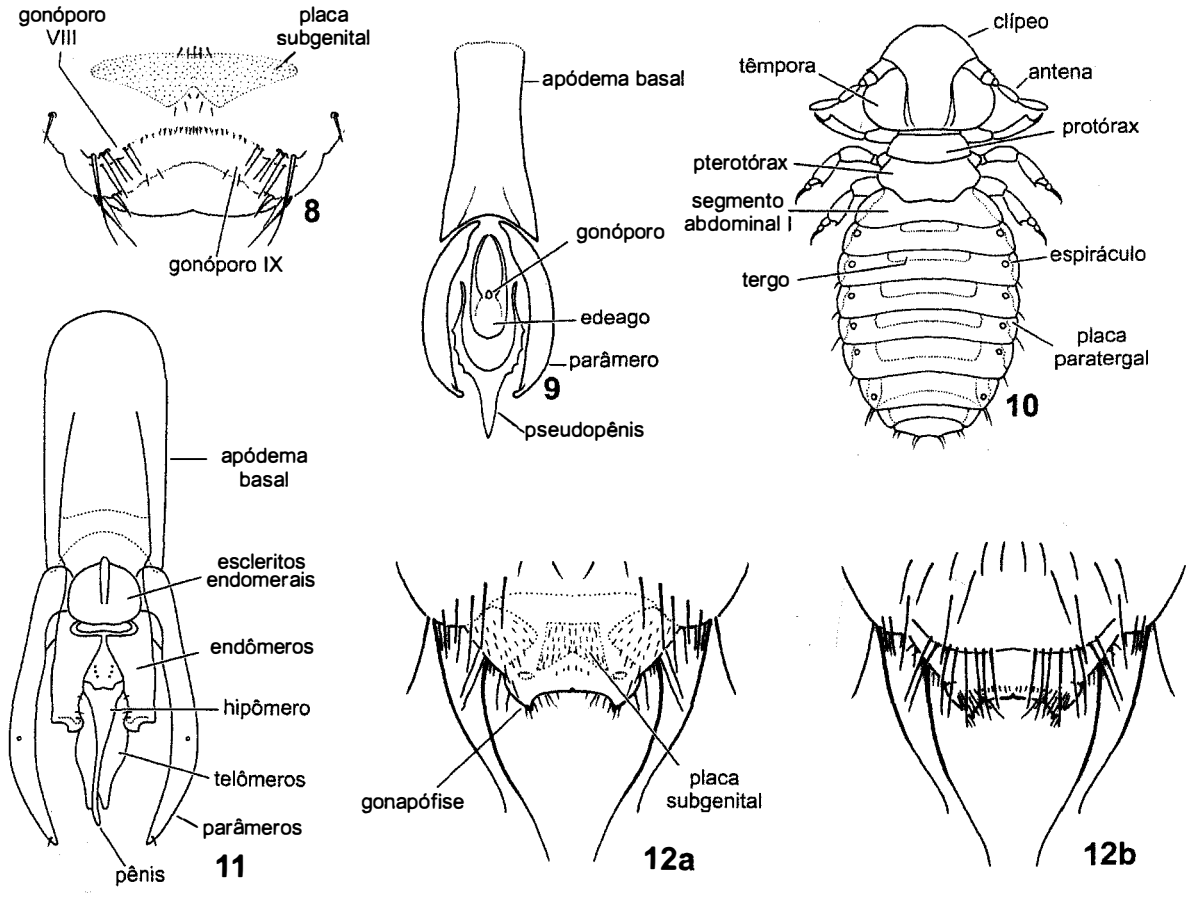
Figuras 31.1-7. Morfologia de Anoplura, **1-4**, cabeça, vd; **1**, *Haematopinus eurysternus* (Nitzsch), Haematopinidae; **2**, Pediculidae; **3**, Haematopinidae; **4**, Hoplopleuridae; **5-7**, corpo, vd e vv; **5**, *Pediculus capitis* De Geer, Pediculidae, macho, vd; **6**, *Pthirus pubis* (L.) (Pthiridae), fêmea; **7**, *Haematopinus suis* (L.), Haematopinidae, fêmea. Fontes: 1, Lima (1938); 2-4, Kim & Ludwig (1978); 5, Keilin & Nuttall (1930, *apud* Lima 1938); 6-7, Ferris (1951).

entre 0,8 a 11 mm, geralmente 2 a 3 mm. Cabeça grande e arredondada (Fig. 31.10), de contorno característico para cada família. Lábio curto, com palpos labiais rudimentares. Órgãos sensoriais localizados na antena e peças bucais. Olhos, quando presentes, rudimentares e situados atrás dos alvéolos antenais (Fig. 31.18). Tórax com um par de espiráculos. Pernas curtas e robustas, achatadas, com uma ou duas garras tarsais, excepcionalmente desprovidas de garras: piolhos sem garras ou com uma garra tarsal infestam mamíferos e aqueles com duas garras tarsais, aves. Abdômen com 11 segmentos, dos quais oito ou dez são visíveis, em virtude de fusão ou redução (Fig. 31.10). Segmentos abdominais com placas dorsais, ventrais e laterais. Espiráculos abdominais em número variável, com mais frequência cinco (Fig. 31.27) ou seis pares (Figs. 31.10, 28). Genitália do macho com um aparelho copulador alongado ou lanceolado, situado na linha mediana e constituído por um apódema basal, que suporta os parâmeros, e os endômeros, articulado com um saco genital (vesícula-pênis) (Fig. 31.11). Genitália feminina com gonapófises e placa subgenital (Fig. 31.12).

Amblycera. Antena clavada ou capitada, usualmente com quatro artículos semelhantes nos dois sexos e escondida em uma fosseta lateral (Figs. 31.14, 25-26, 31-32). Palpo maxilar presente (Figs. 31.14, 25-26, 31-32). Peças bucais dispostas em plano vertical, perpendicular à superfície ventral da cabeça. Tórax com meso e metatórax separados por uma sutura (Figs. 31.15, 29, 31-32).

Ischnocera. Antena (Fig. 31.10, 16, 35, 39-40) com três ou cinco artículos, exposta, filiforme, às vezes sexualmente dimórfica (alguns machos com artículo basal desenvolvido), utilizada para a preensão das fêmeas durante o acasalamento. Palpo maxilar ausente. Peças bucais dispostas em plano horizontal, paralelo à cabeça. Tórax com o meso e o metatórax fundidos em um segmento, o pterotórax (Figs. 31.16, 39-40).

Rhynchophthirina. Cabeça bem pigmentada, duas vezes mais longa do que larga, a parte anterior em forma de rostro, na extremidade da qual se encontram as peças bucais, e a parte posterior de forma oval (Fig. 31.13). Mandíbula com a margem denteada e exteriorizada. Palpo maxilar ausente. Antena com cinco artículos, sem fossa antenal. Olhos presentes, sem pigmentação. Tórax com dois segmentos na face dorsal. Pernas longas, ambulatórias, com o comprimento em grau crescente do primeiro ao terceiro par. Tarsos com dois artículos, o pré-tarso provido de duas garras. Abdômen com seis pares de espiráculos (Fig. 31.13).



Figuras 31.8-12. Morfologia de Phthiraptera. **8-9**, genitália de *Pterophthirus alata* (Ferris), Anoplura, Hoplopleuridae, **8**, fêmea; **9**, macho; **10**, Ischnocera, vd; **11**, genitália de um fitiráptero, macho; **12**, ápice do abdômen *Heterodoxus spiniger* (Enderlein), Amblycera, Boopidae, fêmea; **12a**, vd; **12b**, vv. Fontes: 8-9, Ferris (1951); 10-11, Mateo (2002); 12, Werneck (1948).

Imaturos. Os ovos (Fig. 31.17), vulgarmente conhecidos como lêndeas, são ovais, operculados e colocados aderidos aos pelos ou penas dos hospedeiros através de uma substância adesiva. A única exceção é *Pediculus humanus* L., cujos ovos são aderidos às fibras das vestes. As ninfas são semelhantes aos adultos, exceto pelo tamanho e proporção entre as partes do corpo, bem como pelo grau de esclerosação e desenvolvimento do aparelho reprodutor. Há três ínstares ninfais, cada um portador de uma quetotaxia própria, com diferente densidade de cerdas. O ciclo de ovo a adulto é de 20 a 25 dias. Poucas são as espécies conhecidas pelas formas imaturas. Uma exceção no Brasil é *Hoplopleura imparata* Linardi, Teixeira & Botelho, com três estádios ninfais (Linardi *et al.* 1985).

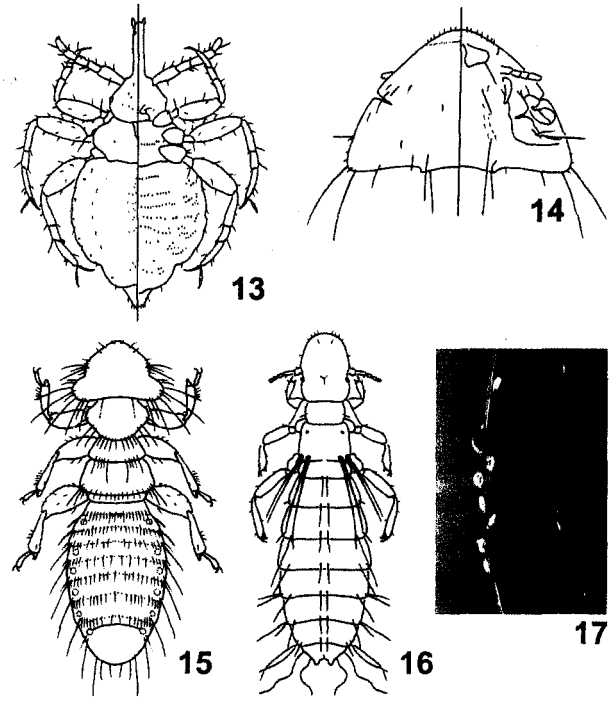
Biologia. A infestação nos hospedeiros estabelece-se por contato direto. Alguns piolhos mastigadores podem ser transportados por meio de outros ectoparasitos (hospedeiros paratênicos), tais como moscas Hippoboscidae e pulgas de roedores silvestres.

A capacidade de proliferação varia em diferentes espécies. *Pediculus humanus* coloca 300 ovos num período de oviposição de 25 dias, com média de dez ovos/dia; *P. capitis* De Geer põe de 50 a 150 ovos durante toda a sua vida, com média de cinco a seis ovos/dia; *Pthirus pubis* (L.) deposita três ovos diariamente. Certos piolhos de bovinos em condições experimentais colocam de 35 a 50 ovos, num período de 10 a 15 dias de oviposição.

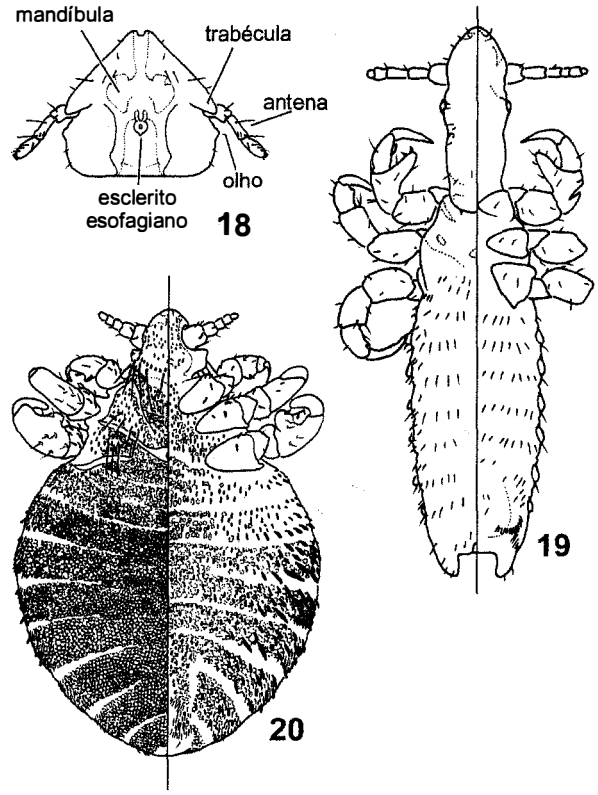
Os piolhos humanos realizam a hematofagia duas vezes a cada 24 horas, cada picada prolongando-se por três a dez minutos. A longevidade varia com a espécie, sendo de 14 a 28 dias para piolhos humanos e de 20 a 40 dias para piolhos sugadores de animais domésticos. As espécies de piolhos humanos mostram diferenças por grupos etários, com *P. capitis* sugando crianças e jovens em idade escolar, *P. humanus* infestando pessoas de idade mais avançada e *P. pubis* ocorrendo em indivíduos com atividade sexual promíscua. As três espécies são cosmopolitas, com *P. capitis* tendo recrudescido em todo o mundo e a infestação por *P. humanus* sendo menos constatada nos países industrializados em virtude do hábito frequente de troca e lavagem do vestuário.

O comportamento alimentar é diferenciado entre os grupos de piolhos-mastigadores. Os amblíceros possuem dieta mais diversificada, ingerindo penas, secreções oculares e sangue de escoriações ou do tegumento ferido de seus hospedeiros, bem como fungos, ácaros de penas, outros piolhos, exúvias ninfais e cascas de ovos. Os isquinóceros alimentam-se de penas (mas não pelos) e fragmentos de pele. Os rincofitírinos são exclusivamente hematófagos.

Os piolhos são específicos de seus hospedeiros, sendo muito dependentes da temperatura e umidade próximas à pele. A sobrevivência fora do hospedeiro é limitada, o que dificulta o seu cultivo *in vitro*. Algumas espécies de piolhos-mastigadores têm ciclos biológicos sincronizados com os de seus hospedeiros. Em certas espécies de pássaros, o aumento



Figuras 31.13-17. Morfologia de Phthiraptera. **13**, *Haematomyzus elephantis* Piaget, Rhynchophthirina, Haematomyzidae, macho; **14**, Cabeça de *Heterodoxus* Le Souëf & Bullen, Amblycera, Boopidae, macho; **15**, *Trinoton* sp, Amblycera, fêmea, vd; **16**, *Oxylipeurus polytrapezius* (Burmeister), Ischnocera, Philopteridae, fêmea, vd; **17**, ovos de *Haematopinus quadripertusus* Fahrenholtz na pelagem de bovino, Anoplura, Haematopinidae. Fonte: Fig. 13 de Werneck (1950); Fig. 14 de Werneck (1948); Fig. 15 de Mateo (2002); Fig. 16 de Lima (1938).

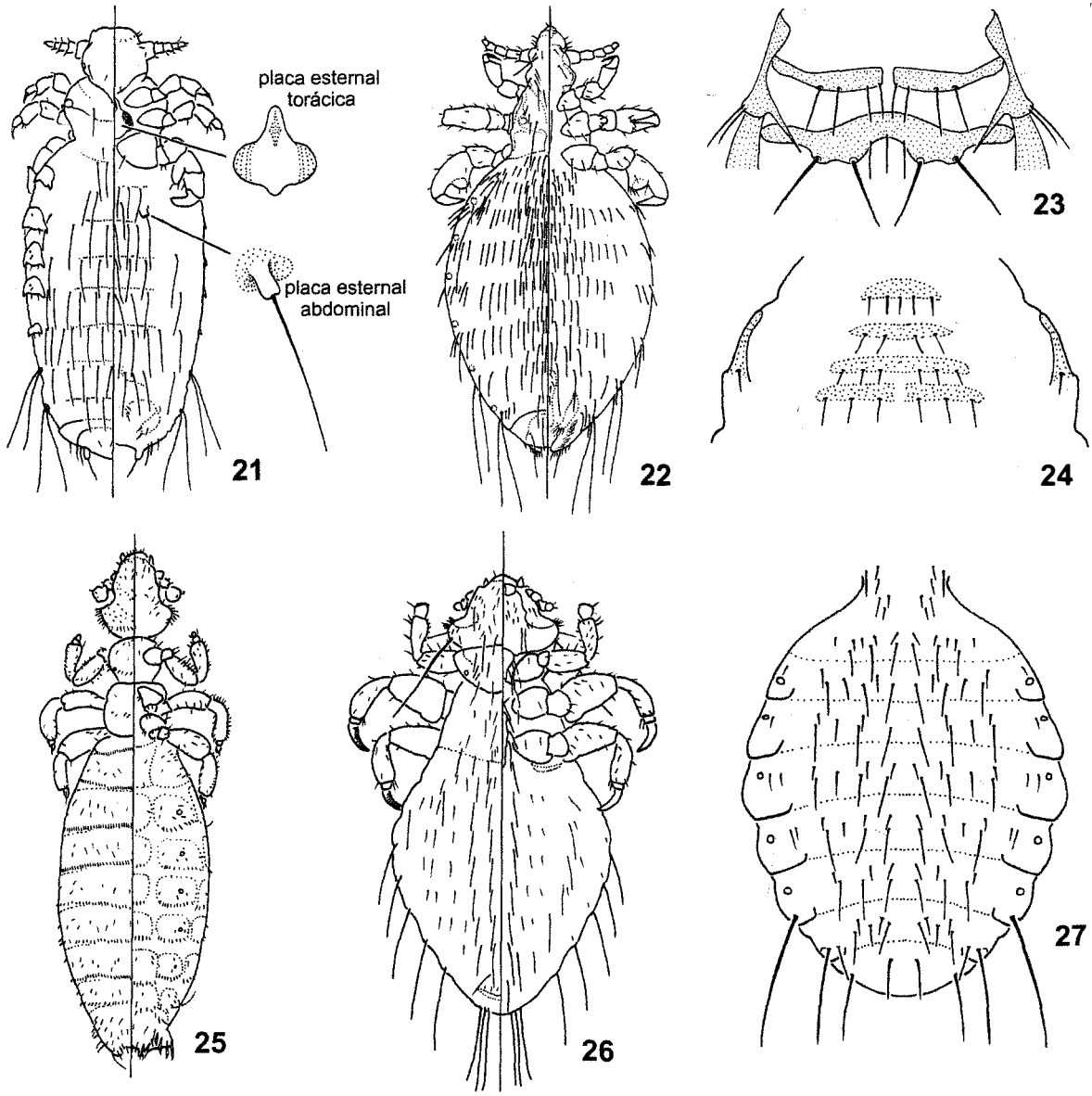


Figuras 31.18-20. Morfologia de Phthiraptera. **18**, *Felicola subrostratus* (Burmeister), Ischnocera, Trichodectidae; **19-20**, Anoplura, **19**, *Pecaroecus javalii* Babcock & Ewing, Pecaroecidae, fêmea; **20**, *Antarctophthirus* sp., Echinophthiriidae, fêmea. Fontes: 18, Lima (1938); 19-20, Ferris (1951).

da população de piolhos que ingerem sangue é ativado pelos hormônios reprodutivos dos respectivos hospedeiros.

Muitas espécies são restritas a determinadas regiões do corpo dos hospedeiros, em razão do próprio microambiente ou da limitação do hospedeiro em realizar a atividade de catação em certas regiões corpóreas. Exibem morfologia e comportamento adaptados a micro-hábitats específicos do hospedeiro, especialmente em piolhos de aves: (1) Amblycera ágeis, que correm rapidamente sobre a pele ou penas; (2) Amblycera muito grandes, que se movem para os lados sobre penas; (3) Ischnocera lentos, de cabeça triangular, sobre a cabeça e pescoço dos hospedeiros; (4) Ischnocera longos, entre as bárbulas das asas e penas da cauda; (5) Ischnocera lentos, nas penugens das penas abdominais. De maneira geral, as espécies mais lerdas são encontradas na cabeça e no pescoço e as mais ativas, nas regiões do peito, das costas e perianal (Costa Lima 1938). Nas aves, quando a infestação é intensa, os piolhos deixam os sítios próprios, estendendo-se a toda a plumagem, preferencialmente tronco, cabeça, pescoço e axilas. Nos mamíferos, a infestação ocorre especialmente na base da cauda e nas regiões escapular e lombar, generalizando-se em casos mais severos.

Classificação. A classificação adotada é a de Lyal (1985a), que vem sendo aceita e mantida por autores mais recentes. Nas subordens Amblycera e Ischnocera, as famílias indicadas são aquelas consideradas por Price *et al.* (2003), ainda que Grimaldi e Engel (2005) referem-se a outras três famílias não consideradas válidas. As famílias incluídas nas respectivas subordens são listadas com o número de espécies conhecidas para o Brasil



Figuras 31.21-27. Morfologia de Phthiraptera. **21-24**, Anoplura; **21**, *Enderleinellus* sp, Enderleinellidae, fêmea; **22**, *Linognathus africanus* Kellog & Paine, Linognathidae, fêmea; **23**, articulação dos esternitos abdominais II-III com as placas paratergais correspondentes em *Hoplopleura* sp,Hoplopleuridae, vv; **24**, espaço entre os esternitos abdominais e as placas paratergais em *Polyplax spinulosa* (Burmeister), Polyplacidae, vv; **25-27**, Amblycera, 25, *Gliricola porcelli* (Schrank), Gyropidae, fêmea; **26**, *Gyropus parasetosus* Werneck, Gyropidae, macho; **27**, abdômen de Trimenoponidae. Fontes: 21-22, Ferris (1951); 23-24, Kim & Ludwig (1978); 25, Emerson & Price (1975); 26, Werneck (1948); 27, Price *et al.* (2003).

indicado entre parênteses. Desde que não há estimativas sobre o número de piolhos infestantes de aves brasileiras, os valores apresentados para algumas famílias são aproximações.

Subordem Amblycera
1. Boopidae (1)
2. Gyropidae (44)
3. Laemobothriidae (~ 12)
4. Menoponidae (~ 200)
5. Ricinidae (~30)
6. Trimenoponidae (4)

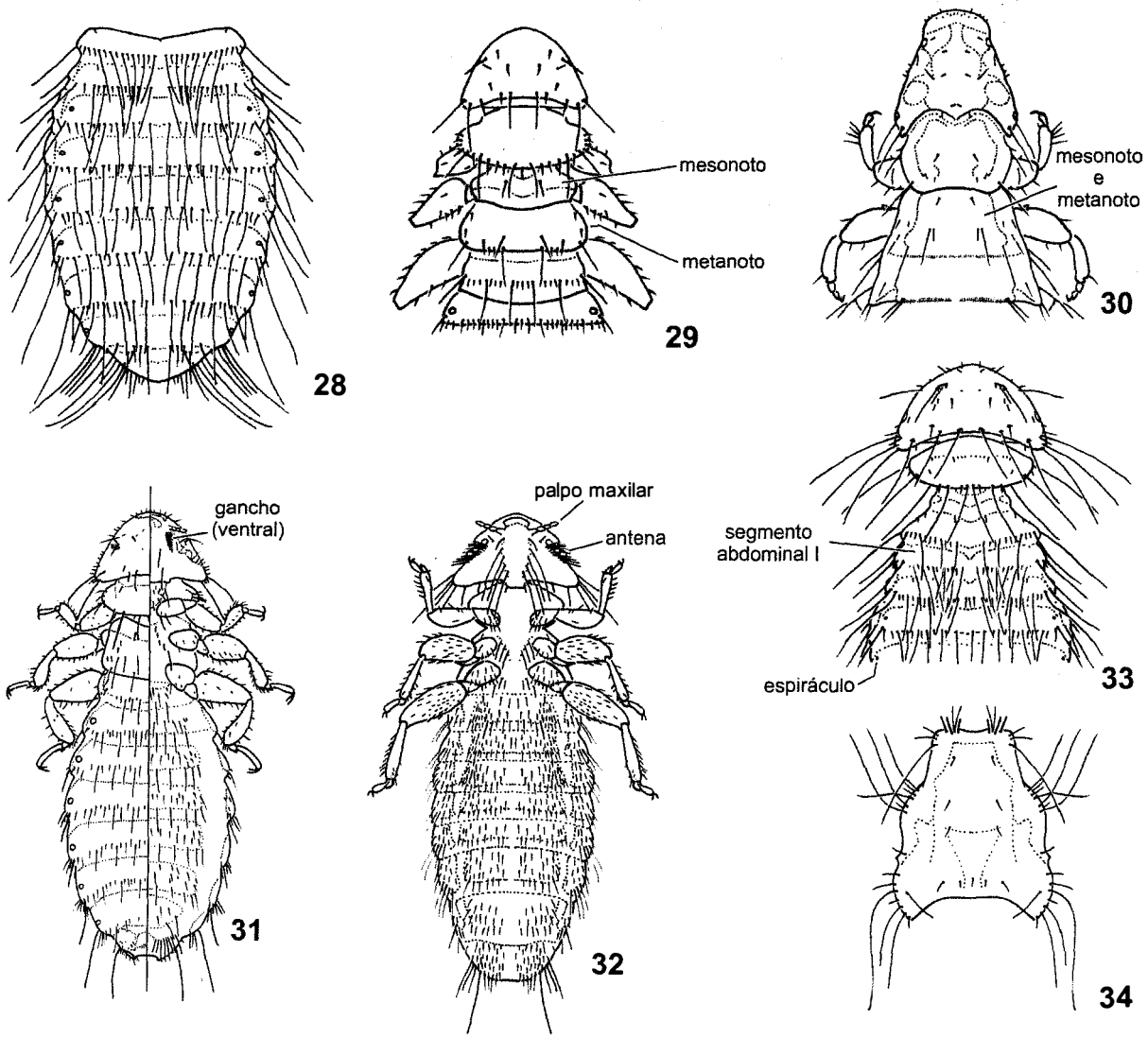
Subordem Ischnocera
7. Philopteridae (~500)
8. Trichodectidae (28)

Subordem Rhynchophthirina
9. Haematomyzidae (1)

Subordem Anoplura
10. [Echinophthiriidae]
11. Enderleinellidae (2)
12. Haematopinidae (5)
    Hamophthiriidae
13. Hoplopleuridae (14)
    Hybophthiridae
14. Linognathidae (8)
    Microthoraciidae
    Neolinognathidae
15. [Pecaroecidae]
    Pedicinidae
16. Pediculidae (3)
17. Polyplacidae (3)
18. Pthiridae (1)
    Ratemidae

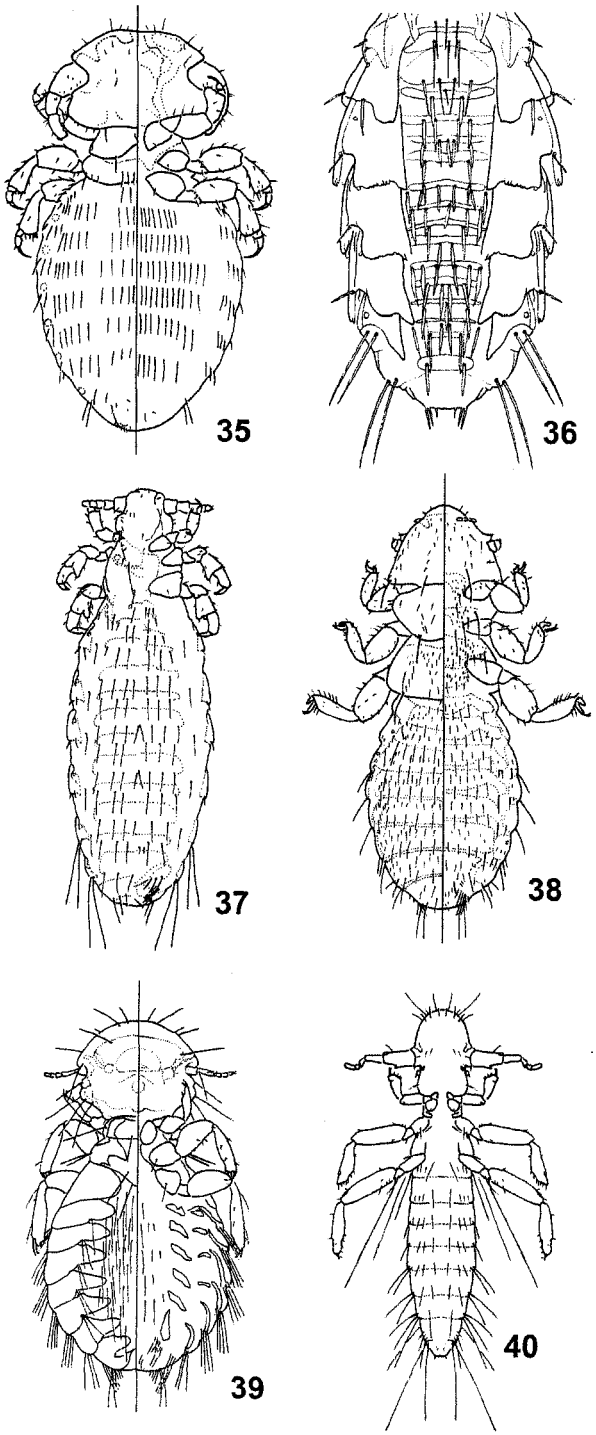
Relações filogenéticas. As relações filogenéticas mais aceitas entre as quatro subordens de Phthiraptera são as evidenciadas por Lyal (1985a)— (Amblycera (Ischnocera (Rhynchophthirina, Anoplura))) (Fig. 31.41)—, com base em dados morfológicos; por Johnson & Whiting (2002), em estudos moleculares do gene nuclear ribossomal 18S, e por Barker *et al.* (2003), em estudos moleculares do gene RNAr 18S de 33 espécies de piolhos. As afinidades entre as famílias ainda não estão bem estabelecidas. Existem estudos filogenéticos em algumas famílias de Amblycera, como para *Heterodoxus* Le Souëf & Bullen (Boopidae) por Barker (1991), Menoponidae, por Cruickshank *et al.* (2001), em Ischnocera, por Smith (2000, 2001) e Johnson *et al.* (2001, 2002). Quanto aos anopluros, foi realizado um estudo sobre a filogenia dos piolhos de primatas, Catarrhini, do Velho Mundo (Salazar 1994).

Importância. Do ponto de vista epidemiológico, os piolhos atuam como agentes infestantes e transmissores de doenças. Os



Figuras 31.28-34. Morfologia de Amblycera. **28**, Abdômen com espiráculos entre os segmentos III-VIII; **29**, mesonoto e metanoto separados, Boopidae; **30**, mesonoto e metanoto fundidos, Ricinidae; **31**, *Heterodoxus spiniger* (Enderlein), Boopidae, fêmea; **32**, *Menacanthus stramineus* (Nitzsch), Menoponidae, fêmea, vv; **33**, segmentos torácicos e primeiros segmentos abdominais, Menoponidae; **34**, cabeça de Laemobothriidae. Fontes: 28-30, 33, Price *et al.* (2003); 31, Emerson & Price (1975); 32 e 34, Mateo (2002).

mastigadores são de importância exclusivamente veterinária (não infestam o homem). Os danos aos animais provocam irritações no tegumento e consequentes escoriações, que podem ser agravadas por infecções bacterianas. Os animais não se alimentam e nem descansam adequadamente pela inquietação devida ao ectoparasitismo. Em aves, as infestações são mais danosas aos filhotes; os adultos têm a produção de ovos diminuída. Entre os piolhos- mastigadores as principais espécies incriminadas na transmissão de patógenos são: (1) *Trichodectes canis* (De Geer), hospedeiro intermediário do cestódeo *Dipylidium caninum* (L.); (2) *Heterodoxus spiniger* (Enderlein), hospedeiro de *Dipetalonema reconditum* (Grassi), verme filarial de cão; (3) *Trinoton anserinum* (Fabricius), hospedeiro intermediário do filariídeo *Sarconema eurycerca* Wehr entre cisnes e outras aves aquáticas; (4) *Pseudomenopon pilosum* (Scopoli), parasito habitual de focas, albergando a filária *Pelecitus fulicaeatrae* (Diesing), amplamente distribuída entre Aves e mamíferos; e (5) *Menacanthus stramineus* (Nitzsch) e *Menopon gallinae* (L.) veiculando *Pasteurella multocida* (Lehmann & Neumann), agente da peste aviária entre galinhas domésticas.



Figuras 31.35-40. Morfologia de Phthiraptera. **35**, *Trichodectes canis* (De Geer), Ischnocera, Trichodectidae, macho; **36-37**, Anoplura; **36**, abdômen de *Hoplopleura imparata* Linardi, Teixeira & Botelho, Hoplopleuridae, fêmea; **37**, *Polyplax spinulosa* (Burmeister), Polyplacidae, fêmea; **38**, *Trimenopon hispidum* (Burmeister), Amblycera, Trimenoponidae, macho; **39-40**, Ischnocera, Philopteridae; **39**, *Goniodes gigas* (Taschenberg), fêmea; **40**, *Lipeurus caponis* (L.), macho. Fontes: 35, Werneck (1950); 37, Ferris (1951); 38, Emerson & Price (1975).

Os piolhos sugadores são responsáveis pela anoplurose nos mamíferos domésticos e pela ptirose e pediculose do corpo e do couro cabeludo em seres humanos. A ocorrência da pediculose do corpo está praticamente limitada a populações humanas, com forma de vida gregária, em caráter de promiscuidade ou em consequência da diminuição de higiene, aumento do contato entre as pessoas e negligência por parte dos parasitados (Linardi *et al.* 1998). Embora bem noticiada, só há pouco tempo os primeiros casos de infestação por *P. humanus* foram relatados no Brasil, em favela da cidade de São Paulo (Linardi *et al.* 1998).

A pediculose *capitis* ou pediculose do couro cabeludo é a infestação no homem por *Pediculus capitis*, caracterizada por prurido, irritação do couro cabeludo e complicações secundárias, geradas por organismos oportunistas (infecções estafilocócicas). Os anopluros são responsáveis pela transmissão de patógenos que causam as seguintes moléstias: tifo murino, tifo exantemático, febre das trincheiras ou febre dos cinco dias ou febre wolhínica, febre recorrente.

Os piolhos também têm importância em estudos de coevolução com os respectivos hospedeiros, dada sua alta especificidade com os hospedeiros. Os piolhos humanos abrem importantes perspectivas para o esclarecimento de afinidades geográficas entre populações e, consequentemente, da incessante busca às origens do homem no continente sul-americano. Nesse sentido, Reed *et al.* (2004), por meio de análise genética, demonstraram que há duas linhagens antigas de piolhos infestando a cabeça do homem, que divergiram há 1,18 milhões de anos, uma delas distribuída mundialmente e

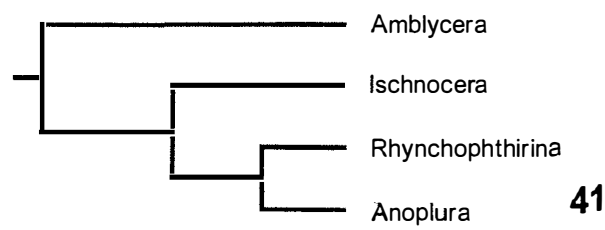


Figura 31.41. Cladograma representando as afinidades entre as subordens de Phthiraptera

a outra restrita ao Novo Mundo, o que sinalizaria um contato físico entre o homem arcaico e o moderno.

Ainda, os piolhos humanos são importantes na Entomologia Forense, tendo em vista que o perfil de DNA de um dado indivíduo pode ser detectado em piolhos alimentados até 20 horas após o repasto sanguíneo, o que possibilita verificar o contato físico entre criminosos e suas vítimas (Mumcuoglu *et al.* 2004).

Coleta e fixação. De um modo geral, as técnicas de coleta, fixação e montagem de piolhos são as mesmas já descritas para as pulgas (Ver Capítulo de Siphonaptera). Hospedeiros vivos e/ou respectivas carcaças devem ser examinadas com cuidado, de modo a evitar a contaminação do recipiente no qual estão sendo vistoriados. Devem ser fixados em álcool 70-80% e, para análise de DNA, em etanol a 95%. Piolhos secos recolhidos de peles em museus devem ser preservados secos. Antes da montagem em lâminas, os exemplares secos ou preservados em álcool devem ser colocados em uma solução de KOH a 10% e mantidos a temperatura ambiente por 24 horas. Posteriormente devem ser lavados em água destilada e gentilmente pressionados com uma lamínula ou outro objeto para eliminar os conteúdos do corpo e, logo em seguida, mantidos em etanol a 95% por pelo menos 12 horas. Piolhos assim tratados permanecem no álcool indefinidamente.

Para montagem em lâminas, recomenda-se usar óleo-de-cravo por pelo menos cinco minutos, de modo a permitir sua infiltração no interior do inseto. Em seguida, cobrir a preparação com bálsamo do Canadá, deixando-a secar por pelo menos 48 horas. Dada a morfologia dos piolhos, os exemplares devem ser montados com a face ventral voltada para a lâmina. As lâminas devem ser acondicionadas em posição horizontal.

Chave para as subordens e famílias (adaptada de Kim & Ludwig 1978 e Price *et al.* 2003)

1. Cabeça com a parte anterior prolongada em forma de probóscide, com mandíbula apical (Fig. 31.13) ..... **Haematomyzidae Rhynchophthirina**

— Cabeça com a parte anterior não prolongada (Figs. 31.10, 14-16) **2**

2(1). Cabeça igual ou mais estreita que o tórax (Figs. 31.5-7, 19-22). Aparelho bucal sugador, retraído no interior da cabeça... ..... **Anoplura** ... **3**

— Cabeça mais larga que o tórax (Figs. 31.15-16, 25-26, 30-33, 38-40). Aparelho bucal mastigador, com mandíbula esclerosada (Fig. 31.18) **11**

3(2). Cabeça com olhos distintos (Figs. 31.2, 19) ou ponto ocular subagudo situado no lóbulo pós-antenal (Fig. 31.3) **4**

— Cabeça sem olhos ou ponto ocular proeminente (Figs. 31.4, 22, 36-37) **7**

4(3). Cabeça com lóbulo pós-antenal proeminente, sem olhos (Figs. 31.3, 7) ..... **12. Haematopinidae**

— Cabeça com olhos distintos, sem lóbulo pós-antenal (Figs. 31.2, 19) **5**

5(4). Cabeça longa e fina, muito mais longa que o tórax. Abdômen elíptico, com placas paratergais tuberculadas (Fig. 31.19) .... **15. [Pecaroecidae]**

— Cabeça quase tão longa quanto o tórax. Abdômen oval ou elíptico, com placas paratergais como capas não tuberculadas ou como lobos esclerosados (Figs. 31.5-6) **6**

6(5). Corpo pouco mais longo que largo. Abdômen oval, basalmente levemente mais estreito que o tórax, com placas paratergais tuberculadas proeminentes (metapódios). Perna anterior menos desenvolvida que as demais. Os três primeiros pares de espiráculos abdominais abrindo-se transversalmente, num mesmo segmento (Fig. 31.6) ..... **18. Pthiridae**

— Corpo duas ou três vezes mais longo que largo. Abdômen longo, mais largo que o tórax, com placas paratergais nos segmentos III a VIII, não proeminentes. Todas as pernas igualmente desenvolvidas. Espiráculos abdominais abrindo-se separadamente, um par em cada segmento (Fig. 31.5)..... ..... **16. Pediculidae**

7(3). Cabeça e tórax densamente cobertos com cerdas. Abdômen intensamente coberto com cerdas de vários formas e tamanhos, incluindo escamas e espinhos (Fig. 31.20) .... **10. [Echinophthiriidae]**

— Cabeça e tórax com poucas cerdas. Abdômen sem escamas **8**

8(7). Perna anterior menor que as outras pernas, que são subiguais em tamanho e similares em forma e armadura (Fig. 31.22). Segmento abdominal II sem placas ventrais salientes e adicionais **9**

— Perna anterior e média subiguais em tamanho e forma, ambas mais finas e mais curtas que a posterior. Segmento abdominal II usualmente com um par de pequenas placas ventrais salientes e adicionais (Fig. 31.21) **11.Enderleinellidae**

9(8). Abdômen sem placas paratergais. Coxas anteriores basalmente separadas uma da outra (Fig. 31.22) .... **14. Linognathidae**

— Abdômen com placas paratergais, apicalmente livres na margem do corpo (Figs. 31.36-37). Coxas anteriores próximas uma da outra basalmente (Fig. 31.37) **10**

10(9). Esternito abdominal II estendido lateralmente e articulado com a placa paratergal (Fig. 31.23). Comprimento das pernas em grau crescente, do primeiro ao terceiro par .... **13. Hoplopleuridae**

— Esternito abdominal II não estendido lateralmente, nem articulado com a placa paratergal correspondente (Fig. 31.24). Primeiro par de pernas de comprimento menor que os outros dois, estes dois últimos de mesmo comprimento .... **17. Polyplacidae**

11(2). Antena usualmente com quatro artículos, capitada ou clavada, completa ou parcialmente ..... escondida em fosseta lateral. Palpo maxilar presente (Figs. 31.14, 25-26, 32) .... **Amblycera** ... **12**

— Antena com três ou cinco artículos, exposta, filiforme, às vezes sexualmente dimórfica (alguns machos com o artículo basal desenvolvido). Palpo maxilar ausente (Figs. 31.10, 35, 39-40) ..... **Ischnocera** ... **17**

12(11). Tarsos médio e posterior com um par de garras (Fig. 31.25), ou com uma garra bem desenvolvida (Fig. 31.26) .... **2. Gyropidae**

— Todos os tarsos com um par de garras (Figs. 31.31-32) ... **13**

13(12). Cinco pares de espiráculos abdominais, nos segmentos III a

VII (Fig. 31.27) ..... **6. Trimenoponidae**
— Seis pares de espiráculos abdominais, nos segmentos III a VIII (Figs. 31.28, 31) **14**

14(13). Mesonoto e metanoto separados (Fig. 31.29) **15**
— Mesonoto e metanoto fundidos (Fig. 31.30) **16**

15(14). Face inferior da cabeça com dois ganchos longos e fortes dirigidos para trás (Fig. 31.31). Antena clavada. Espiráculos abdominais a partir do segmento II (Fig. 31.29) ... **1. Boopidae**
— Face inferior da cabeça com ganchos reduzidos ou ausentes (Fig. 31.32). Antena não muito clavada. Espiráculos abdominais a partir do segmento III (Fig. 31.33) .... **4. Menoponidae**

16(14). Cabeça com expansão lateral à altura da fosseta antenal (Fig. 31.34) ..... **3. Laemobothriidae**
— Cabeça sem expansão lateral à altura da fosseta antenal (Fig. 31.30) ..... **5. Ricinidae**

17(11). Antena com três artículos. Cada tarso com uma garra (Fig. 31.35) ..... **8. Trichodectidae**
— Antena com cinco artículos. (Figs. 31.16, 39-40). Cada tarso com duas garras ..... **7. Philopteridae**

1. Boopidae. Apesar de oito gêneros e 55 espécies ocorrerem em todo o mundo, associadas com hospedeiros Diprotodontia (cangurus e coalas) e Dasyuromorphia (marsupiais carnívoros da Austrália), apenas *Heterodoxus spiniger* (Fig. 31.31), cosmopolita, parasito habitual do cão doméstico, é assinalada para o Brasil.

2. Gyropidae. No Brasil, compreende cinco gêneros e 44 espécies, encontradas em mamíferos. Os principais gêneros são *Gliricola* Mjöberg e *Gyropus* Nitzsch, infestantes de roedores silvestres. *Gliricola porcelli* (Schrank) (Fig. 31.25) e *Gyropus ovalis* Burmeister são cosmopolitas, infestando cobaia doméstica. Os outros gêneros encontrados no Brasil (com o número de espécies indicados entre parênteses) são: *Macrogyropus* Ewing (cinco), com quatro espécies parasitando roedores silvestres e outra parasitando *Pecari tajacu* (L.) (caititu, cateto); *Monothoracius* Werneck (duas), ocorrendo em roedores; *Phtheiropoios* Eichler (uma), em roedores silvestres; *Aotiella* Eichler (uma), com a espécie *A. aotophilus* (Ewing) encontrada no macaco-da-noite (*Aotus* sp). Chaves para gêneros, em Werneck (1936, 1948). Listas de todos os hospedeiros e respectivas espécies infestantes foram publicadas por Emerson & Price (1981). Chaves para gêneros desta e de outras famílias que ocorrem em cada ordem de hospedeiros, em Price *et al.* (2003).

3. Laemobothriidae. Fêmeas medem de 7,5 a 11 mm de comprimento e machos, de 6,5 a 10,0 mm , sendo os maiores piolhos de aves conhecidos. Contém um gênero, *Laemobothrium* Nitzsch (Fig. 31.34), com 20 espécies (Price *et al.* 2003) em dois subgêneros: *L.* (*Laemobothrium*), restrito aos Falconiformes, e *L.* (*Eulaemobothrium*) Ewing, parasitando Gruiformes, Ciconiformes e, mais raramente, Podicipediformes, Strigiformes e Cuculiformes. No Brasil, *Laemobothrium glutinans* Nitzsch infesta urubus *Coragyps atratus* (Bechstein) e *Cathartes aura* (L.) (Brum & Rickes 2003).

4. Menoponidae. Compreende 65 gêneros e 1043 espécies (Price *et al.* 2003). São exclusivos de aves, com algumas espécies cosmopolitas que infestam aves domésticas. No Brasil, as espécies parasitas de galinhas e pombos foram noticiadas por Oliveira *et al.* (1999). As espécies infestantes mais comuns em aves brasileiras são: (1) *Menopon gallinae* (L.), nas penas das asas e ao redor do ânus, dorso e região peitoral das galinhas, sendo encontrada também em galinhas d'angola, patos e perus; (2) *Menacanthus stramineus* (Nitzsch) (Fig. 31.32), preferencialmente na superfície da pele, sendo uma das mais prejudiciais às galinhas adultas, já que se alimentam de bárbulas e filamentos das penas e de sangue; (3) *Menacanthus pallidulus* (Neumann), na cabeça; (4) *Menacanthus cornutus* (Schömmer), relativamente comum nos aviários industriais do Brasil; e (5) *Colpocephalum turbinatum* Denny, nas asas e cauda de pombos. Chaves para identificação de menoponídeos e filopterídeos encontrados em galinhas e pombos domésticos foram publicadas por Emerson (1956, 1957).

5. Ricinidae. Totalizam 109 espécies em três gêneros. *Ricinus* De Geer, o mais numeroso, infesta Passeriformes; *Trochiliphagus* Carriker e *Trochiloectes* Paine & Mann infestam Apodiformes (beija-flores). Algumas espécies foram noticiadas por Oniki (1999) no estado do Mato Grosso: *Ricinus invadens* (Kellog) e *R. pessimalis* Eichler, parasitando *Pipra fasciicauda* Hellmayr e *Manacus manacus* (L.) (Pipridae). Atualmente, a maior parte dos autores inclui nesta família os Trochiloecetidae, para alguns, uma família distinta.

6. Trimenoponidae. No Brasil, são encontrados três gêneros: *Trimenopon* Cummings, com a espécie cosmopolita *T. hispidum* (Burmeister) (Fig. 31.38), que infesta cobaias; *Harrisonia* Ferris, monotípico, com *H. uncinata* Ferris, infesta roedores *Proechimys* Allen; e *Cummingsia* Ferris, com *C. intermedia* Werneck, infestante de *Marmosops incanus* (Lund), e *C. peramydis* Ferris, de *Monodelphis domestica* (Wagner).

7. Philopteridae. Entre os Phthiraptera, esta é a família que reúne o maior número de gêneros (134) e espécies (2.738). Infestam aves, exceto o gênero monotípico *Trichophilopterus* Stobbe, que infesta primatas no Velho Mundo. Atualmente, a maior parte dos especialistas considera os Goniodidae e os Heptapsogasteridae como parte desta família. Inclui várias espécies cosmopolitas parasitas de animais domésticos, com interesse veterinário, entre elas: *Goniodes dissimilis* Denny e *G. gigas* (Taschenberg) (Fig. 31.39), parasitos de galinhas; *Goniocotes gallinae* (De Geer), de galinhas e pombos; *Cuclotogaster heterographus* (Nitzsch) de galinhas, perus e perdizes jovens; *Chelopistes meleagridis* (L.), de perus; *Lipeurus caponis* (L.) (Fig. 31.40), de galinhas, especialmente as asas; *Columbicola columbae* (L.), de pombos; *Anaticola anseris* (L.), de gansos; *Oxylipeurus polytrapezius* (Burmeister) (= *Lipeurus gallipavonis* [Geoffroy]), de perus. Em aves silvestres, há trabalhos descrevendo espécies da fauna brasileira (Valim 2006; Valim & Linardi 2006).

8. Trichodectidae. Está dividida em cinco subfamílias: Bovicolinae, Eutrichophilinae, Dasyonyginae,

Trichodectinae e Neotrichodectinae (Lyal 1985b). Contém 19 gêneros e 382 espécies, infestando diversos grupos de mamíferos. No Brasil, são conhecidas 28 espécies, incluídas em nove gêneros (com o número delas indicado entre parênteses): *Bovicola* Ewing (seis), com as espécies, todas cosmopolitas, *B. bovis* (L.), localizando-se preferencialmente na cauda de bovinos, *B. caprae* (Gurlt), *B. crassipes* (Rudow) e *B. limbatus* (Gervais), parasitos de caprinos, *B. equi* (Denny), de equinos, e *B. ovis* (Schrank), de ovinos; *Cebidicola* Bedford (três), de primatas; *Eutrichophilus* Mjöberg (cinco), essencialmente em ouriços *Coendou* Lacépède; *Felicola* Ewing (cinco), em felídeos silvestres, com *F. subrostratus* (Burmeister) (Fig. 31.18) cosmopolita do gato doméstico; *Lutridia* Kéller (uma), com *L. lutra* Werneck, no mustelídeo *Pteronura brasiliensis* (Zimmermann); *Neotrichodectes* Ewing (duas), sobre carnívoros, essencialmente procionídeos, *Stachiella* Kéler (duas), idem; *Trichodectes* Nitzsch (duas), com *T. canis* (De Geer) (Fig. 31.35), cosmopolita e localizando-se preferencialmente na cabeça e no pescoço dos cães, e *T. galictidis* Werneck, em mustelídeos; *Tricholipeurus* Bedford (duas), que infestam cervídeos. Chave para espécies pode ser encontrada em Werneck (1936). Outros dados, incluindo ilustrações e hospedeiros, em Werneck (1948, 1950). Listas das espécies e de hospedeiros foram publicadas por Emerson & Price (1981) e Price *et al.* (2003).

9. Haematomyzidae. Inclui somente *Haematomyzus* Piaget, com três espécies que parasitam Proboscidea (elefantes). Destas, duas são encontradas sobre Artiodactyla (javalis africanos). No Brasil, *Haematomyzus elephantis* Piaget (Fig. 31.13) foi registrada em elefantes do Jardim Zoológico do Rio de Janeiro (Werneck 1950). Certamente, a observação desses hospedeiros pelos diversos Jardins Zoológicos do país, aumentará as chances de outros registros.

10. [Echinophthiriidae]. Ainda não foi registrada para o Brasil, mas *Antarctophthirus* Enderlein contém seis espécies, duas das quais infestam Phocidae (focas) e uma terceira é parasita de Otariidae (leões-marinhos) na Região Antártica, sendo, portanto, provável a sua ocorrência no sul do Brasil.

11. Enderleinellidae. No Brasil, está representada por *Enderleinellus* Fahrenholz (Fig. 31.21), com duas espécies: *E. brasiliensis* Werneck, parasita de *Sciurus aestuans* (L.), no estado do Pará, e *E. urosciuri* Werneck, de *Sciurus igniventris* Wagner, no estado do Amazonas. Chave para gêneros e espécies foi publicada por Ferris (1951).

12. Haematopinidae. Contém somente *Haematopinus* Leach, com 21 espécies espalhadas pelo mundo, 19 delas infestando Artiodactyla (Bovidae, Cervidae e Suidae) e as outras duas, Perissodactyla (Equidae). Inclui as maiores espécies de anopluros conhecidos que infestam animais domésticos. As espécies podem ser identificadas em consulta a Ferris (1951). No Brasil, as espécies encontradas são cosmopolitas. *H. suis* (L.) (Fig. 31.7) é a de maior porte, em média 4 mm de comprimento nos machos e 5 a 6 mm nas fêmeas; nos suínos, infestam dobras do pescoço, partes laterais da cabeça, base das orelhas e a região entre as pernas. *H. eurysternus* (Nitzsch) (Fig. 31.1) infesta bovinos, especialmente nas partes superiores do pescoço, cabeça, dobras da pele e base dos chifres. *H. quadripertusus* Fahrenholz adultos infestam preferencialmente os pelos da cauda, enquanto as ninfas são encontradas na cabeça e no pescoço de bovinos; os ovos são fixados nos pelos (Fig. 31.17). *H. tuberculatus* (Burmeister) é própria de bubalinos, ainda que também encontrada em bovinos. *H. asini* (L.) é de equídeos, particularmente na base da crina e da cauda, flancos e porção inferior da mandíbula.

13. Hoplopleuridae. Composta por seis gêneros e 157 espécies, dos quais *Hoplopleura* Enderlein é o gênero mais importante, pelo número de espécies conhecidas (136), e pelo fato de veicular riquetsioses entre roedores silvestres, seus principais hospedeiros. No Brasil, além de *Hoplopleura*, com dez espécies registradas, ocorre *Pterophthirus* Ewing, com quatro espécies. Chave para gêneros e espécies está disponível em Ferris (1951).

14. Linognathidae. Registros brasileiros incluem *Linognathus* Enderlein, com sete espécies, seis delas cosmopolitas, e *Solenopotes* Enderlein, representado por *S. capillatus* Enderlein, aqui introduzida pelo hospedeiro *Bos taurus* L., infestando preferencialmente a cabeça e o pescoço. Com exceção de *Linognathus taeniotrichus* Werneck, encontrado em lobo-guará, *Chrysocyon brachyurus* (Illiger), em cachorro-do-mato, *Cerdocyon thous* (L.) e em "*Canis brasiliensis*", no estado do Ceará, as outras espécies e respectivos hospedeiros são: *L. africanus* Kellog & Paine (Fig. 31.22), parasito de ovinos e caprinos; *L. pedalis* (Osborn), exclusivamente de ovinos; *L. stenopsis* (Burmeister), de caprinos, ovinos e bovinos; *L. vituli* (L.), de bovinos; *L. ovillus* (Neumann), de ovinos e *L. setosus* (von Olfers), piolho não específico, parasito de cães, preferencialmente os de pelagem longa e outros canídeos silvestres. Em Belo Horizonte, MG, *L. setosus* foi assinalado em 2,8% dos cães examinados, sempre associado a outros ectoparasitos (Linardi & Nagem 1973). Chave para as espécies está presente em Ferris (1951).

15. [Pecaroecidae]. Ainda não registrada no Brasil, mas um gênero monotípico, com a espécie *Pecaroecus javalii* Babcock & Ewing, parasita *Pecari tajacu* (L.) (caititu, cateto). Dada sua distribuição geográfica, desde o sudoeste dos EUA até a América do Sul, a ocorrência no Brasil é praticamente certa.

16. Pediculidae. Contém somente *Pediculus*, com três espécies no Brasil: *P. mjoebergi* Ferris, parasito de macacos Cebidae *Ateles* Geoffroy, *Alouatta* Lacèpéde e *Cebus* Erxeleben; *P. humanus* L. (piolho do corpo, muquirana), parasito do corpo humano; e *P. capitis* De Geer (piolho-da-cabeça), vivendo na cabeça do homem (Fig. 31.5). Os pediculídeos humanos durante muito tempo foram considerados duas subespécies, *P. humanus humanus* e *P. humanus capitis*. Independentemente do *status*, as populações são separadas morfologicamente pelo

tamanho, coloração e proporção entre determinadas estruturas anatômicas do corpo, bem representadas em Ferris (1951). Estudos em indivíduos infestados com piolhos da cabeça e do corpo concluíram que as duas populações se mantinham naturalmente alopátricas (Busvine 1978; Schaefer 1978); os intercruzamentos só ocorrem em condições experimentais e, por isso, devem ser consideradas espécies distintas, critério esse considerado aqui. Bailey *et al.* (2003), comparando a fisiologia e o comportamento dos piolhos do corpo e os de cabeça, encontrados sobre os mesmos indivíduos, sugeriram que ambos deveriam ser tratados como espécie única, *Pediculus humanus*, e simplesmente designados piolhos humanos.

17. Polyplacidae. Contém o maior número de representantes de anopluros, incluindo 20 gêneros e 191 espécies em todo mundo, parasitando roedores. No Brasil, ocorrem *Ctenophthirus* Ferris, representado por *C. cercomydis* Ferris, parasito de *Thrichomys apereoides* (Lund), e *Polyplax* Enderlein, com 79 espécies, apenas duas cosmopolitas das quais, *P. serrata* (Burmeister) e *P. spinulosa* (Burmeister) (Fig. 31.37), encontradas em associação com ratos sinantrópicos, a primeira prioritariamente em *Mus musculus* L. e a segunda, em *Rattus norvegicus* (Berkenhout). Chave para gêneros e espécies foi proposto por Ferris (1951).

18. Pthiridae. Contém *Pthirus* Leach, com duas espécies, *P. pubis* (L), cosmopolita e parasito humano, vulgarmente, conhecido como chato (Fig. 31.6), infesta essencialmente a região pubiana e, excepcionalmente a região perianal, pelos das coxas e do tronco, barba, sobrancelhas e pestanas;e *P. gorillae* Ewing, que infesta Pongidae africanos. Apesar de o nome do gênero estar baseado na palavra grega *Phthir*, foi publicado originalmente sem o primeiro "h" dessa palavra, fixado assim por Hemming (1958). Na literatura, encontram-se ambas as formas (*Phthirus* e *Pthirus*), mas somente a segunda é a correta.

Referências bibliográficas

Barker, S.C. 1991. Taxonomic review of the *Heterodoxus octoseriatus* group (Phthiraptera: Boopidae) from rock-wallabies with the description of three new species. **Systematic Parasitology** 19: 1-16.

Barker, S.C.; M. Whiting; K.P. Johnson & A. Murrell 2003. Phylogeny of the lice (Insecta: Phthiraptera) inferred from small subunit rRNA. **Zoologia Scripta** 32: 407-414.

Bailey, A.M.; P. Prociv & H.P. Petersen 2003. Head lice and body lice: shared traits invalidate assumptions about evolutionary and medical distinctions. **Australian Journal of Medical Science** 24: 48-62.

Brum, J.G.W. & E.M. Rickes 2003. *Laemobothrion glutinans* Nitzsch, 1861 e *Cuculiphus alternatus* (Osborn, 1902) (Mallophaga: Amblycera) em urubu (*Coragyps atratus*) em área do Parque Zoológico do Rio Grande do Sul. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo** 70(4): 497-498.

Busvine, J.R. 1978. Evidence from double infestation for the specific status of human head lice and body lice (Anoplura). **Systematic Entomology** 3: 1-8.

Cruickshank, R.H.; K.P.Johnson; V.S. Smith; R.J. Adams; D.H. Clayton & R.D.M. Page 2001. Phylogenetic analysis of partial sequences of elongation factor la identified major groups of lice (Insecta: Phthiraptera). **Molecular Phylogenetics and Evolution** 19: 202-215.

Emerson, K.C. 1956. Mallophaga (chewing lice) occurring on the domestic chicken. **Journal of the Kansas Entomological Society** 29: 63-79.

Emerson, K.C. 1957. A new species of Mallophaga from the pigeon. with a key to species of Mallophaga occurring on the pigeon. **Florida Entomologist** 40: 63-64.

Emerson, K.C. & R.D. Price 1975. Mallophaga of Venezuelan mammals. **Brigham Young University Science Bulletin Biological Series** 20(3): 1-77.

Emerson, K.C. & R.D. Price 1981. A host-parasite list of the Mallophaga on mammals. **Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America** 12(1): 1-72.

Ferris, G.F. 1951. The sucking lice. **Memoirs of the Pacific Coast Entomological Society** 1: 1-320.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the insects**. Cambridge University Press, xv + 755 p.

Hemming, F. 1958. Official list of generic names in Zoology. First Installment: names 1-1274. **International Commission on Zoological Nomenclature**. Londres, xxxvi + 220 p.

Johnson, K.P. & M.F. Whiting 2002. Multiple genes and the monophyly of Ischnocera (Insecta: Phthiraptera). **Molecular Phylogenetics and Evolution** 22: 101-110.

Johnson, K.P.; R.J. Adams & D.H. Clayton 2001. Molecular systematics of Goniodidae (Insecta: Phthiraptera). **Journal of Parasitology** 87: 862-869.

Johnson, K.P.; R.J. Adams & D.H. Clayton 2002. The phylogeny of the louse genus *Brueelia* does not reflect host phylogeny. **Biological Journal of the Linnean Society** 77: 233-247.

Kim, K.C. & H.W. Ludwig 1978. The family classification of the Anoplura. **Systematic Entomology** 3: 249-284.

Kumar, P. & P. Kumar 1999. Insectremains from Upper Triassic sediments of Satpura Basin, India. **Current Science** 76: 1539-1541.

Costa Lima, A.C. 1938. Mallophaga, p. 352-378. *In*: **Insetos do Brasil**. 1°. Tomo. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, 470 p.

Linardi, P.M. & R.L. Nagem 1973. Pulicídeos e outros ectoparasitos de cães de Belo Horizonte e municípios vizinhos. **Revista Brasileira de Biologia** 33(4): 529-538.

Linardi, P.M.; V.P. Teixeira & J.R. Botelho 1985. Sobre os estádios imaturos de *Hoplopleura imparata* (Anoplura: Hoplopleuridae). **Revista Brasileira de Biologia** 45(1/2): 121-125.

Linardi, P.M; J.M.S. Barata; P.R. Urbinatti; D. Souza; J.R. Botelho & M. de Maria 1998. Infestação por *Pediculus humanus* (Anoplura: Pediculidae) no município de São Paulo, SP, Brasil. **Revista de Saúde Pública** 32(1): 77-81.

Lyal, C.H.C. 1985a. Phylogeny and classification of the Psocodea, with particular reference of the lice (Psocodea: Phthiraptera). **Systematic Entomology** 10: 145-165.

Lyal, C.H.C. 1985b. A cladistic analysis and classification of trichodectic mammal lice (Phthiraptera: Ischnocera). **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology** 51: 187-346.

Mateo, M.P.M. 2002. **Fauna Ibérica. Vol. 20. Mallophaga. Amblycera**. Madrid, Museo Nacional de Ciencias Naturales/ Consejo Superior de Investigaciones Científicas, 187 p.

Mumcuoglu, K.Y.; N. Gallili; A. Reshef; P. Brauner & H. Grant 2004. Use of human lice in Forensic Entomology. **Journal of Medical Entomology** 41 (4): 803-806.

Oliveira, H.H.; I. Ferreira & N.M. Serra-Freire 1999. Fauna de

Mallophaga (Insecta: Áptera [sic]) de ectoparasitos em *Gallus gallus* L. e *Columba livia* L. amostradas no Rio de Janeiro-Brasil. **Entomologia y Vectores** 6(5): 509-515.

Oniki, Y. 1999. Avian parasites and notes on habits of lice from Mato Grosso, Brazil. **Iheringia, Série Zoologia** 86: 187-190.

Price, R.D.; R.A. Hellenthal & R.L. Palma 2003. World Checklist of Chewing Lice with Host Associations and Keys to Families and Genera, p. 1-448. *In*: R.D. Price, R.A. Hellenthal, R.L.Palma, K.P. Johnson & D.H. Clayton (eds.). **The Chewing Lice: World Checklist and Biological Overview.** Illinois Natural History Survey Special Publication 24. 501 p.

Reed, D.L.; V.S. Smith; S.L Hammond; A.R. Rogers & D.H. Clayton 2004. Genetic analysis of lice supports direct contact between modern and archaic humans. **PloS (Public Library of Science) Biology** 2(11): 340.

Salazar, A.P.R. 1994. Filogenia de los piojos (Insecta: Anoplura) de los monos del Viejo Mundo (Catarrhini). **Revista de Biologia Tropical** 42(3): 633-638.

Shaefer, C.W. 1978. Ecological separation of the human head lice and body lice (Anoplura: Pediculidae). **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene** 72(6): 669-670.

Smith, V.S. 2000. Basal ischnoceran louse phylogeny (Phthiraptera: Ischnocera: Goniodidae and Heptapsogasteridae). **Systematic Entomology** 25: 73-94.

Smith, V.S. 2001. Avian louse phylogeny (Phthiraptera: Ischnocera): a cladistic study based on morphology. **Zoological Journal of the Linnean Society** 132: 81-144.

Smith, V. & R. Page 1997. **Phthiraptera. Lice.** Version 07 March 1997 (under construction). <http://tolweb.org/phthiraptera/8237>. Acesso em 22 jun 2006.

Valim, M.P. 2006. Craspedorrhynchus linardii, a new species of chewing louse (Phthiraptera: Ischnocera: Philopteridae) from the Gray-headed kite (Aves: Falconiformes: Accipitridae). **Zootaxa** 1173: 57-62.

Valim, M.P. & P.M. Linardi 2006. Two new species of *Picicola* Clay & Meinertzhagen, 1938 (Phthiraptera: Philopteridae) from Piciformes (Bucconidae and Galbulidae) in Brazil. **Zootaxa** 1172: 21-29.

Werneck, F.L. 1936. Contribuição ao conhecimento dos mallophagos encontrados nos mammiferos sul-americanos. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 31(3): 391-590.

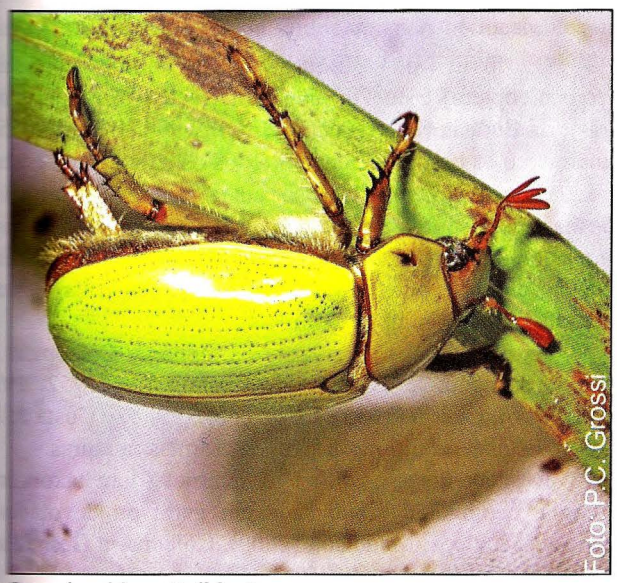
Werneck, F.L. 1948. **Os Malófagos de Mamíferos. Parte I: Amblycera e Ischnocera (Philopteridae e parte de Trichodectidae).** Rio de Janeiro, Revista Brasileira de Biologia, 243 p.

Werneck, F.L. 1950. **Os Malófagos de Mamíferos. Parte II. Ischnocera (Continuação de Trichodectidae e Rhynchophthirina).** Rio de Janeiro, Instituto Oswaldo Cruz, 207 p.

Capítulo 32

COLEOPTERA

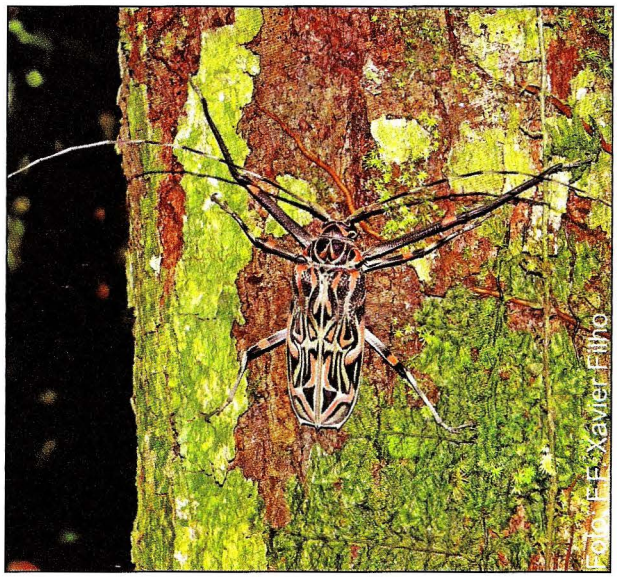
Sônia A. Casari
Sergio Ide



Scarabaeidae: *Pelidnota* sp.

Curculionidae: *Rhinostomus barbirostris*

Silphidae: *Oxelytrum* sp.



Cerambycidae: *Acrocinus longimanus*

COLEOPTERA Linnaeus, 1758

Sônia A. Casari
Sergio Ide

Coleoptera: Do grego *koleos* = bainha, estojo e *pteron* = asa, em referência às asas anteriores endurecidas.

Diagnose. São holometábolos ou endopterigotos. Adultos variam de 0,3 a 200 mm de comprimento, têm grande diversidade na forma, coloração e escultura. Corpo muito esclerosado, raramente com membranas intersegmentais expostas. Ocelos raramente presentes. Antena geralmente com 11 antenômeros ou menos, às vezes com 12 ou mais. Peças bucais mandibuladas, geralmente do tipo mastigador, mandíbulas geralmente opostas e movendo–se no plano horizontal (raramente sugadoras ou reduzidas). Protórax bem desenvolvido e livre, articulando-se separadamente do meso e metatórax. Mesoscutelo (ou escutelo) relativamente pequeno e geralmente visível entre as bases dos élitros. Asa mesotorácica (anterior) engrossada e endurecida (élitro). Asa metatorácica (posterior) geralmente presente, frágil, membranosa, e em repouso permanece dobrada embaixo do élitro. Esternitos abdominais geralmente mais esclerosados que os tergitos. Cerco ausente. Terminália geralmente invaginada no ápice do abdômen.

Introdução. Os Coleoptera são conhecidos popularmente como besouros. Diferentes famílias são conhecidas por nomes populares diferentes. Com distribuição cosmopolita, a ordem constitui o grupo maior e mais diverso de organismos do reino Animal, com cerca de 350 mil espécies descritas (Lawrence & Britton 1994), que representam cerca de 35% do total de insetos. Em termos comparativos, o número de espécies de besouros excede o de plantas vasculares ou de fungos e é cerca de 90 vezes maior que o de mamíferos. No Brasil, já foram registradas pouco mais de 28 mil espécies em 105 famílias. Estima–se que o número real de espécies existentes esteja entre 1 e 12 milhões de espécies no mundo (Erwin 1982), com cerca de 130 mil no Brasil. O fator mais importante no sucesso de Coleoptera parece ser a forte esclerosação de todas as partes expostas do corpo e a transformação das asas anteriores em élitros, com mecanismo de encaixe com o escutelo e o metanoto. O principal efeito dessas estruturas é a melhora nos mecanismos que reduzem a perda de água.

O fóssil de besouro mais antigo conhecido (Protocoleoptera) é do Permiano Inferior (280 milhões anos atrás), da Eurásia (Lawrence & Britton 1994; Beutel 2005a). Atualmente os besouros ocupam todos os hábitats terrestres e de água doce e são muito diversos em tamanho e estrutura. Um dos maiores besouros conhecidos, o Cerambycidae amazônico *Titanus giganteus* (L.), atinge 200 mm e o menor, uma espécie de *Nanosella* Motschulsky (Ptiliidae), da América Central, atinge 0,3 mm de comprimento.

As publicações gerais sobre a fauna de Coleoptera no Brasil restringem-se às obras de Costa Lima (1952, 1953, 1955, 1956), Guérin (1953), Costa *et al.* (1988) e Costa & Ide (2006). Estas duas últimas tratam das formas imaturas.

Existem diversos sítios na internet sobre taxonomia, biologia, ecologia e bibliografia em geral ou devotados a grupos específicos: Maddison (2000), Coleoptera Home Page (s.d.), The Coleopterist Society (s.d.).

Morfologia (adultos). Formatos oval, elíptico, esférico ou com margens laterais paralelas. O corpo varia desde achatado a muito convexo, e a capacidade de conglobar ocorre em algumas famílias. A superfície dorsal é glabra, subglabra ou revestida por cerdas e escamas, o revestimento é denso ou composto por poucas cerdas com função sensorial e as cerdas são finas ou espessas, longas ou curtas, eretas ou recumbentes. A esculturação é ausente (superfície lisa) ou representada por pontuação de diversos tipos, carenas, cristas, costelas e fóveas rasas ou profundas. A superfície ventral, em muitas espécies aquáticas, é revestida por áreas hidrófugas opacas, acinzentadas, prateadas, amareladas ou castanhas, denominadas plastrão. Glândulas defensivas eversíveis pares podem ocorrer no pro e metatórax e abdômen; as protorácicas localizam-se na região ântero-lateral e geralmente são bifurcadas ou complexas; as metatorácicas localizam-se posteriormente e podem ser bifurcadas; as abdominais geralmente são simples e pequenas (Forsyth 1968).

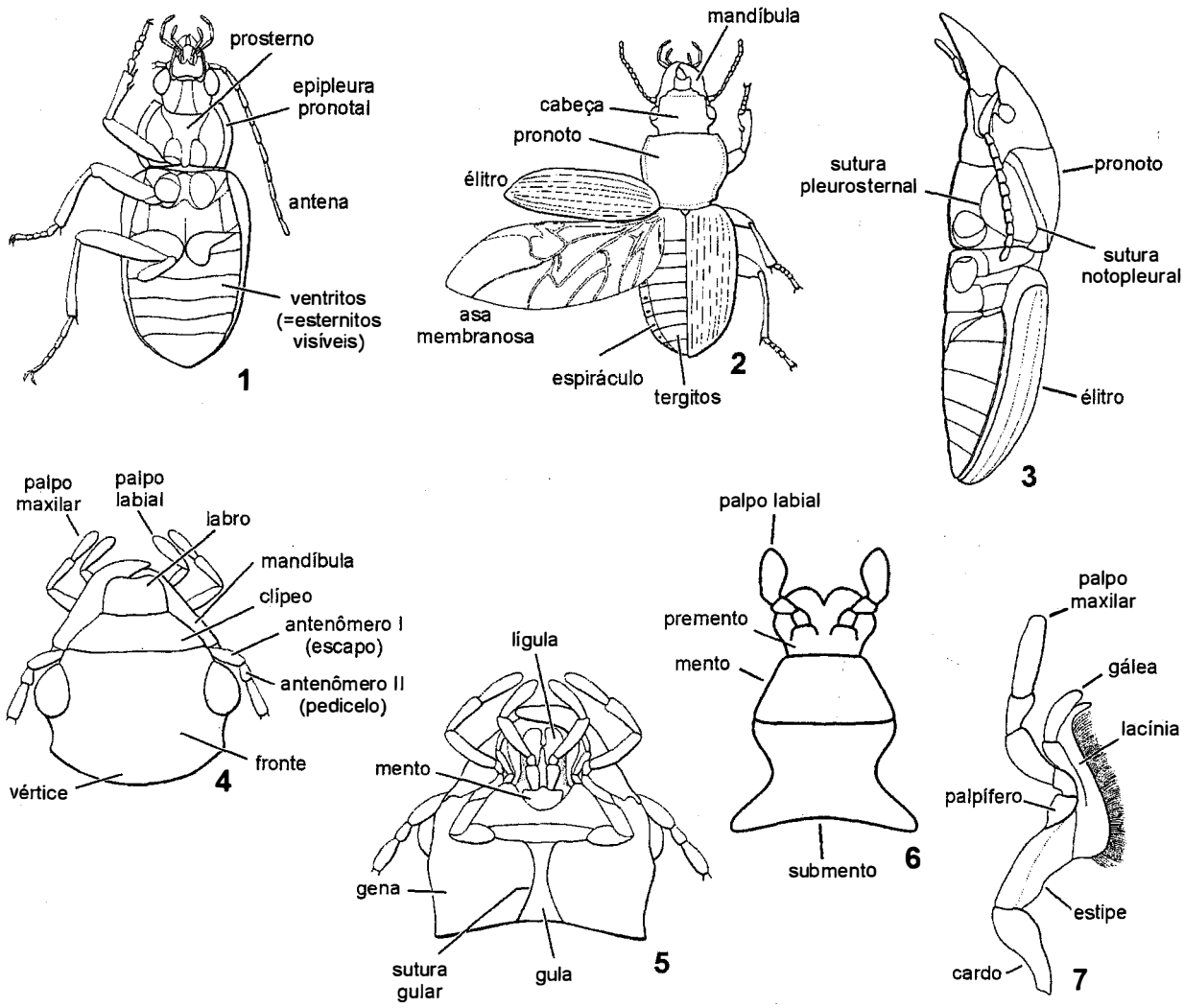
A cabeça (Figs. 32.4-5) é uma cápsula rígida alojada em uma concavidade na região anterior do protórax. Pode ser visível quando observada pelo dorso ou parcial ou totalmente coberta pelo pronoto. Em muitos grupos, possui

logo após os olhos, um estreitamento distinto e abrupto seguido por um alargamento leve, formando um tipo de "pescoço". A junção entre cabeça e protórax é feita pela membrana cervical, que na maioria dos Polyphaga tem um ou dois pares de escleritos cervicais presternais. Esses escleritos estão ausentes nos Archostemata, Myxophaga, Adephaga e nas seguintes famílias de Polyphaga: Anobiidae, Bostrichidae, Tenebrionidae, Salpingidae, Cerambycidae (parte), Chrysomelidae e Curculionidae. Pode ser prognata, hipognata e raramente opistognata. A fronte é a região da cabeça entre os olhos, limitada anteriormente pelo clípeo (ou epistoma), geralmente separada deste pela sutura fronto-clipeal (ou epistomal). A área da fronte atrás dos olhos é chamada vértice e raramente é separada por carena. Em muitos táxons, a região fronto-clipeal é prolongada, formando um tipo de "bico", denominado rostro, no ápice do qual se encontram as peças bucais. A região frontal pode ter um sulco mediano, que é acompanhado internamente por uma estrutura denominada endocarena. A endocarena pode ser contígua a um outro sulco, que se estende da margem posterior da cabeça através do occipício.

A sutura fronto-clipeal é uma impressão transversal localizada à frente das inserções antenais e atrás das articulações mandibulares, e que separa a região anterior da fronte e o clípeo. Pode estar ausente, ser incompleta ou completa.

As inserções antenais são aberturas da cápsula cefálica nas quais se alojam os côndilos do escapo. Localizam-se na região ântero-lateral, mas às vezes estão deslocadas para o lado dorsal da cápsula cefálica. Em muitas espécies, formam depressão ou fossa antenal. Geralmente são visíveis, mas em alguns táxons estão encobertas por projeção da fronte, do clípeo ou por carenas supra-antenais. A extremidade posterior da cabeça, após o vértice e adjacente ao forâmen occipital, é denominada occipício.

A parte da cápsula cefálica, de cada lado, acima e atrás dos olhos é chamada têmpora; abaixo dos olhos, é chamada gena e se estende para a região mesal, até as suturas gulares, que limitam a gula. As suturas gulares podem ser amplamente separadas e, nesse caso, a gula é larga, ou aproximadas, resultando em uma gula estreita; quando as suturas gulares estão fundidas (gula ausente) ou ausentes, as genas estendem-se por toda região ventral posterior da cápsula cefálica. Na



Figuras 32.1-7. Morfologia e hábitos. **1-5**, Carabidae; **1**, corpo, vv; **2**, corpo, vd; **3**, corpo, vl; **4**, cabeça, vd; **5**, cabeça, vv; **6**, lábio de Elateridae; **7**, maxila de Carabidae.

região ventral da cabeça de alguns grupos, ocorrem as carenas subgenais que se estendem logo abaixo dos olhos; essas são bem definidas e, quando a cabeça está em repouso, ajustam-se às procoxas ou, em espécies com grande capacidade de compactação do corpo, ao metasterno.

O sulco ou cavidade antenal é uma área côncava lisa localizada mesal ou meso-ventralmente entre os olhos e as articulações mandibulares ou carenas genais. Em muitos casos, é curto e serve somente para alojar o escapo, mas em algumas espécies é longo e se estende sob os olhos, abrigando diversos antenômeros. Nos Curculionoidea, é denominado escrobo; esse termo também é utilizado em Carabidae para denominar um sulco ou depressão na face externa da mandíbula.

Os olhos compostos têm tamanhos e formas muito variadas e podem ser protuberantes ou, por vezes, são reduzidos ou ausentes. Podem ser emarginados (sinuosos) anteriormente ou ser parcialmente divididos por um lobo, o cantus. Em Gyrinidae (Fig. 32.18) e alguns outros grupos, há uma divisão completa em uma porção superior e uma inferior; a divisão pode ser por faixa cuticular linear, muito estreita ou ampla (mais larga que a largura das porções oculares). A margem posterior pode ser truncada ou levemente emarginada ou com emarginação profunda de largura variável. Os omatídios geralmente são pequenos e achatados nas espécies diurnas, e grossos e convexos nas formas ativas com pouca luminosidade. Cerdas interomatidiais estão presentes em diversos grupos. A estrutura dos omatídios é utilizada na caracterização de grandes grupos e foi estudada por Caveney (1986). O tipo mais plesiomórfico de omatídio em Coleoptera é o eucone, que possui uma lente cristalina. Os tipos derivados incluem acone, no qual o cristalino foi perdido, e exocone, no qual a lente é formada a partir da córnea.

Ocelos podem estar presentes em alguns grupos: um mediano ocorre na fronte de vários Dermestidae; há dois em alguns Hydraenidae (Fig. 32.51), em algumas espécies de Omaliinae (Staphylinidae) (Fig. 32.76) e nos Derodontidae; e há três em Jurodidae (Beutel & Lawrence 2005). Estas duas últimas famílias não ocorrem no Brasil. Os olhos simples encontrados nas larvas denominam-se estemas e são estruturalmente semelhantes aos ocelos.

As antenas são primariamente órgãos quimiorreceptores e possuem vários tipos de sensores. O tipo mais comum de estrutura sensorial são cerdas e, embora todos os antenômeros as portem, a maioria das antenas tem maior densidade dessas estruturas nos antenômeros apicais. Outros tipos de sensores podem ocorrer em todos os antenômeros ou somente nos flagelômeros; estes costumam concentrar-se em modificações como serrações, projeções alongadas finas ou achatadas ou em alargamentos em antenômeros, denominados clavas. Além da função sensorial, os Hydrophilidae aquáticos utilizam as antenas para quebrar a tensão superficial, permitindo que o ar entre no plastrão; podem ainda ser utilizadas na corte (Melyridae, Meloidae) ou possivelmente no combate entre machos (Laemophloeidae, Lucanidae). Normalmente existem 11 antenômeros, com escapo e pedicelo distintos; às vezes estão reduzidas a dez, nove ou oito antenômeros, raramente sete ou menos (alguns Staphylinidae Pselaphinae, Hydrophilidae, Scarabaeidae e Coccinellidae). Podem ocorrer 12 antenômeros em alguns Elateridae, Rhagophthalmidae, Anthicidae e Vesperinae (Vesperidae); mais de 12, em alguns Dryopidae, Lampyridae e Cerambycidae (Prioninae e Cerambycinae). Os machos de Rhipiceridae podem ter mais de 30 antenômeros. O comprimento é muito variável e as antenas podem ser mais longas que o corpo em alguns Cerambycidae e Anthribidae. Geralmente os machos têm antenas mais longas e elaboradas que as fêmeas. Quanto à forma, podem ser filiformes (Figs. 32.1, 25), encrassadas (dilatadas), em que os antenômeros aumentam gradualmente em espessura e largura e diminuem em comprimento, clavadas ou capitadas (Figs. 32.65, 81), quando um ou mais antenômeros apicais são maiores no comprimento e/ou largura, e muitas espécies com clava terminal com artículos assimétricos, isto é, expandidos para um dos lados, nesse caso ditas lameladas (Fig. 32.101); ou moniliformes (Fig. 32.39), com artículos em forma de conta ou barril. Há uma gradação entre o tipo filiforme e o serrado (Fig. 32.132), no qual a porção apical de cada antenômero é projetada assimetricamente e aguda, conferindo à antena aspecto de serra; variações do tipo serrado são o pectinado e o flabelado. No tipo pectinado (Fig. 32.100), a maioria dos antenômeros tem um ramo curto, estreito, cilíndrico ou achatado; no tipo flabelado (Fig. 32.145), cada antenômero tem ramo longo e achatado. Nos tipos bipectinados ou biflabelados, emergem um par de ramos de cada antenômero. Nas antenas plumosas os antenômeros portam um ou dois ramos longos e finos, frequentemente com cerdas ou ramos acessórios; algumas espécies têm antenas similares aos tipo pectinado ou flabelado, mas os ramos são articulados na base. No tipo perfoliado, a maior parte dos antenômeros é achatada e expandida a partir da região mediana. Antenas geniculadas (Fig. 32.49) têm a articulação entre o escapo e o pedicelo assimétrica, ao contrário da maioria dos outras, em que a articulação entre o escapo e o pedicelo é do tipo soquete-côndilo. Nas antenas geniculadas, o pedicelo e o flagelo movem-se somente em um plano em relação ao escapo e, em geral, ele é longo, formando um ângulo com os antenômeros restantes.

O clípeo ou epistoma é a área da cabeça entre a sutura fronto-clipeal e o labro. Na ausência da sutura fronto-clipeal, corresponde à área adjacente ao labro, anteriormente aos olhos. Pode ser dividido em uma região basal mais esclerosada (pós-clípeo) e uma apical hialina e menos esclerosada (anteclípeo), onde o labro está aderido.

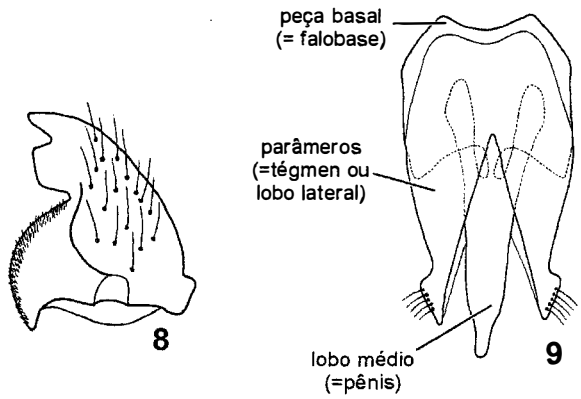
As peças bucais geralmente são mastigadoras. Peças bucais tubulares são excepcionais e são similares nos táxons em que ocorrem, consistindo em um labro pontudo e alongado e mandíbulas e lobos maxilares em forma de estilete. As que formam estruturas sugadoras ou lambedoras têm lobos ou palpos maxilares longos e cerdosos. São assinaladas para Leiodidae, Eucinetidae, Cerylonidae e Corylophidae (Sen Gupta & Crowson 1973; Vit 1977; Costa *et al.* 1995; Beutel & Lawrence 2005).

O labro geralmente é transverso, visível dorsalmente e preso ao clípeo por uma membrana, às vezes representado por uma faixa esclerosada estreita. Pode ser membranoso e escondido pelo clípeo, como em alguns Scarabaeidae (Aphodiinae e Scarabaeinae), ou fundido ao clípeo, como em Curculionidae. A área abaixo do labro e do clípeo forma a

parede superior da cavidade pré-oral, chamada de epifaringe. Geralmente um par de escleritos — os tormas — estão localizados nos ângulos látero-basais do labro e estendem-se pela superfície epifaringeal do clípeo.

As mandíbulas (Fig. 32.8) geralmente movem-se no plano transverso, com os ápices opostos. Em muitos táxons, não são visíveis quando a cabeça é vista lateralmente, por serem reduzidas ou por estarem ocultas no interior da cavidade bucal. O ápice da mandíbula tem a face externa reta, curva ou angulada e face interna truncada ou arredondada, ou com dentes e/ou lobos. A parte basal da margem mesal com uma estrutura alargada e espessada, com cristas e/ou tubérculos, chamada mola, presente em muitos táxons. As molas agem juntas para moer ou processar o alimento e podem ser pouco desenvolvidas ou ausentes na maioria dos predadores. Na face interna, entre o ápice e a base, pode existir um retináculo semelhante a um dente e/ou pode haver uma prosteca. A prosteca geralmente consiste em uma membrana acompanhada por franja de cerdas, mas existem as que são formadas somente por tufo ou franjas cerdosas. O desenvolvimento máximo das mandíbulas ocorre nos machos de alguns Lucanidae e Prostomidae, as quais são usadas apenas no combate entre machos. Ao contrário, alguns Scarabaeidae (Aphodiinae e Scarabaeinae) têm o ápice mandibular reduzido e mais ou menos membranoso.

As maxilas (Fig. 32.7) consistem em cardo basal, estipe (composto por basestipe e medioestipe), no qual está o palpífero, articulado ao palpo maxilar, com 3 a 5 palpômeros e um par de lobos apicais (gálea externa e lacínia interna). Os lobos podem estar separados ou unidos formando um estilete alongado e frequentemente com espinhos finos no ápice. As gáleas possuem forma variada, geralmente dímeras (basigálea e distigálea), pubescentes (distigálea), palpiformes em Adephaga e ausentes em Myxophaga. As lacínias são alongadas, geralmente com fileira de espinhos ou cerdas ao longo da margem mesal e com a parte apical em forma de gancho (por vezes com dois ou três dentes), e podem ser reduzidas ou ausentes. A presença de um só lobo é registrada em alguns táxons, casos em que a gálea ou a lacínia podem estar ausentes. Quando gálea e lacínia estão ausentes, a maxila não tem lobos apicais e aparentemente é constituída apenas pelos palpos. Os palpômeros apicais são variáveis na forma. Podem ser cilíndricos, mais largos na região mediana e gradualmente estreitados para o ápice e base, ou mais largos na base e levemente mais estreitados no ápice (subcônicos). O penúltimo palpômero maxilar de Lymexylidae porta um órgão sensorial complexo e multilobado.



Figuras 32.8-9. Morfologia, Elateridae. **8**, mandíbula; **9**, edeago lobado.

O lábio (Fig. 32.6) está preso à extremidade anterior da gula (ou gena, quando a gula está ausente) e geralmente consiste em um mento basal e um premento apical que porta um par de palpígeros articulados com os palpos, com 1 a 3 palpômeros. O ápice do premento é chamado de lígula (que pode ser indistinta ou estar ausente) e às vezes está dividido em dois ou mais lobos, provavelmente homólogos às glossas e paraglossas dos insetos basais. Às vezes outro esclerito, o submento, localiza-se entre a gula e o mento. Esse termo também é aplicado à porção anterior indiferenciada da região gular. A forma do último palpômero pode variar de maneira similar à do maxilar. A hipofaringe está fundida à região dorsal do premento e do mento.

O tentório é a porção principal do esqueleto endocefálico. Consiste em uma peça ou trave transversal (corpotentório) que une um par de braços anteriores (supratentórios) e um par de braços subparalelos posteriores largos (metatentórios). A junção dos supratentórios à cápsula cefálica ocorre ao longo da sutura fronto-clipeal e é indicada pelas cicatrizes tentoriais anteriores; a dos metatentórios ocorre ao longo das suturas gulares e é indicada pelas cicatrizes tentoriais posteriores. Ocasionalmente pode ocorrer um terceiro par de tentórios dorsais, que se unem ao teto da cápsula cefálica. A estrutura do tentório e bastante variável e fornece características taxonômicas importantes.

O tórax (Figs. 32.1-3) sempre tem o protórax bem desenvolvido, geralmente móvel e conectado com a parte posterior (pterotórax) por membrana intersegmentar. Em alguns grupos (Haliplidae, Noteridae e certos Carabidae), está firmemente encaixado no mesotórax. O pronoto estende-se ventralmente, de cada lado, até a pleura (exceto em Polyphaga). A parte inflexa do pronoto é denominada epipleura pronotal (Archostemata, Myxophaga e Adephaga) ou hipômero (Polyphaga). A margem anterior do pronoto é simples ou com carena, que varia de muito estreita a larga. A junção da margem anterior com a lateral é denominada ângulo anterior, que pode ser projetado ou não, reto ou arredondado, amplamente obtuso ou agudo. O disco, área central do pronoto, é separado do hipômero pelas carenas pronotais laterais, também chamadas de margens laterais, e em geral são contíguas a uma faixa dorsal mais elevada. Outras estruturas que ocorrem na região lateral do protórax são as calosidades ântero-marginais, que são espessamentos achatados e polidos, que contêm abertura de glândula. A borda posterior do pronoto pode ser reta, levemente lobada, fortemente projetada na região mediana formando lobo distinto, sinuosa ou multilobada. A região do disco, em muitas espécies, é guarnecida por sulco mediano e por carenas laterais, que estão localizadas sobre os ângulos posteriores; as carenas são basais e implantadas entre os ângulos posteriores ou se estendem ao longo do disco. Um par de depressões adjacentes à margem basal ocorre em diversos táxons.

Na região ventral do protórax, ocorrem estruturas como cavidades (abertas ou fechadas, externas ou internas,

visíveis ou não quando vistas dorsalmente), sulcos longitudinais (adjacentes às margens laterais, no hipômero ou esterno) e depressões. A região anterior do prosterno varia consideravelmente, é bem reduzida em Scirtoidea e alguns Staphylinoidea, bem desenvolvida em muitos táxons, enquanto em outros é projetada anteriormente e forma uma estrutura denominada mentoneira, que esconde as peças bucais de muitas espécies de Histeridae, Elateridae e outras famílias. A parte posterior que se prolonga entre as coxas é denominada projeção ou espinho prosternal e pode apresentar modificações. Por exemplo, nos Elateroidea é relativamente longo e se encaixa em uma cavidade meso-ventral, integrando a estrutura que confere capacidade de salto à maioria das espécies da superfamília; pode ser curto ou estar ausente, de modo que as cavidades coxais são confluentes; ou ser muito longo e estender-se sobre o mesoventrito (mesosterno), raramente alcançando o metasterno.

As cavidades procoxais são depressões esclerosadas onde as coxas se alojam; são formadas pelo prosterno e pela propleura (Archostemata, Adephaga e Myxophaga) ou hipômero (Polyphaga). Podem ser transversas (forte ou levemente), circulares ou mais longas que largas; contíguas, estreita ou amplamente separadas; abertas ou fechadas externamente, são fechadas quando as projeções pós-coxais se encontram com a projeção prosternal ou, mais raramente, quando as projeções pós-coxais se juntam atrás das coxas.

Em Archostemata, Myxophaga e Adephaga, a propleura é visível, forma parte da parede torácica e é separada do noto e do esterno, respectivamente pelas suturas notopleural e pleurosternal (Fig. 32.3). Ela pode ser dividida em um episterno, anterior, formando a maior parte da parede, e um epímero, posterior, que pode se estender mesalmente até encontrar o esterno, fechando a parte de trás da cavidade coxal. Em alguns Ommatidae (Archostemata) e Cicindelinae (Adephaga, Carabidae), a sutura pleurosternal pode estar ausente. O trocantino (Fig. 32.10) é um esclerito pequeno, articulado com a coxa por um côndilo e separado da pleura por uma membrana. A coxa também se articula diretamente com a pleura.

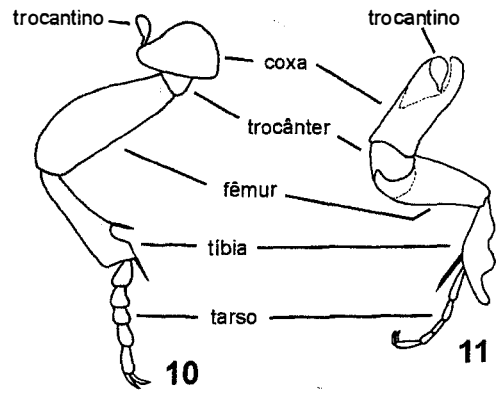
Nos Polyphaga, a pleura protorácica tornou-se reduzida e interna e está representada apenas por uma endopleura (ou criptopleura), fundida ao trocantino e invisível; a sutura notopleural está ausente, a coxa articula-se com o trocantino em dois pontos (Fig. 32.11). O hipômero está preso diretamente ao esterno e separado dele pela sutura pleurosternal; alguns táxons possuem uma cicatriz rasa e achatada que, quando examinada em detalhes, aparenta ser uma depressão profunda coberta por aleta cuticular. Em alguns Polyphaga, o trocantino pode estar reduzido, escondido e/ou fundido à parede notal e, em outros, a sutura pleurosternal pode estar ausente.

O meso e o metatórax estão firmemente conectados entre si e formam uma unidade funcional, o pterotórax, que suporta os élitros e as asas. O mesotórax é reduzido em relação ao metatórax, exceto nas espécies sem asas. A superfície dorsal de cada um dos dois segmentos está dividida em um prescuto, anterior, um escutelo, mediano e escutos laterais. Atrás desses escleritos no metatórax, está o posnoto transverso. O mesoescutelo ou simplesmente escutelo geralmente é triangular e visível entre a base dos élitros.

A superfície ventral do pterotórax é formada por dois escleritos medianos (mesosterno e metasterno), o episterno e o epímero. O mesepisterno pode estar modificado e abrigar parte da procoxa e o mesosterno às vezes possui uma cavidade profunda para receber o espinho prosternal. As mesocoxas estão localizadas em cavidades, formadas anterior e mesalmente pelo mesosterno, posterior e mesalmente pelo metasterno e lateralmente pelos escleritos pleurais (mesepímero e mesepisterno) ou pelo encontro das porções laterais do mesosterno e metasterno. As cavidades coxais são consideradas abertas lateralmente quando estão parcialmente fechadas pelos elementos pleurais e fechadas lateralmente quando fechadas apenas pelo meso e metasterno. Quando a cavidade mesocoxal é aberta lateralmente, geralmente é o mesepímero, sozinho ou em combinação com o mesosterno, que constitui sua parte lateral; muito raramente (em Archostemata e Derodontidae, em Polyphaga), a cavidade é fechada pelo metepisterno.

Metasterno geralmente com um sulco longitudinal (discrimen) e menos frequentemente um transversal (catepisterno), usualmente considerados como suturas, que representam invaginações associadas ao metaendosternito (ou metafurca). Atrás das mesocoxas, podem ocorrer linhas ou cristas, chamadas de linhas femorais, que estão associadas com a posição do mesofêmur em repouso. Os metepisternos geralmente são estreitos e alongados, localizados de cada lado do metasterno e os metepímeros são reduzidos e geralmente mais ou menos escondidos embaixo dos élitros. Metatrocantinos expostos ocorrem somente em Archostemata. Os espiráculos são grandes, localizados em uma câmara membranosa entre o meso e metatórax e encobertos pelos lobos mesepimerais. O metaendosternito é uma estrutura furcada complexa, na qual estão presos vários feixes de músculos.

As pernas (Figs. 32.10-11) normalmente são adaptadas para andar ou correr, e geralmente aumentam de tamanho das anteriores para as posteriores. Um ou mais pares podem estar modificados para escavar o solo (Scarabaeidae, muitos Tenebrionidae), fazer túneis em madeira (Bostrichidae, Scolytinae e Platypodinae: Curculionidae), nadar (Dytiscidae, Gyrinidae) ou saltar (Eucinetidae, Alticini: Chrysomelidae). A forma e o grau de separação das coxas e o número de tarsômeros são caracteres de importância taxonômica. As procoxas e as



Figuras 32.10-11. Pernas. **10**, Carabidae; **11**,Scarabaeidae.

mesocoxas normalmente são capazes de movimento circular limitado, mas podem ser amplamente móveis em besouros de corpo mole, como Cantharidae, Lycidae e Melyridae. As procoxas podem ser de fortemente transversas a globulares ou cônicas e projetadas, e o protrocantino pode ser de exposto e livremente móvel a escondido e imóvel. Os mesotrocantinos geralmente são visíveis externamente e ocorrem apenas em Archostemata. As metacoxas geralmente são transversas e menos móveis que os dois pares anteriores, e são articuladas ao metasterno tanto lateralmente quanto na região mediana. Nos Adephaga, elas são imóveis e fundidas ao metasterno. A extremidade posterior das metacoxas pode ser escavada para receber o fêmur ou pode formar uma placa que cobre a base do fêmur. O trocânter articula-se com a coxa e geralmente é maior na perna metatorácica. Sua junção com o fêmur pode ser reta ou ligeiramente oblíqua, mas em alguns grupos (Biphyllidae, Bothrideridae, maioria dos Tenebrionoidea) é fortemente oblíqua e faz o contato direto entre o fêmur e a coxa, sendo chamado de trocânter heteromeroide. Os fêmures geralmente possuem forma semelhante em todas as pernas; os metafêmures são dilatados em algumas espécies saltadoras (alguns Scirtidae e Chrysomelidae Alticini), mas também em outras que são conhecidas como não saltadoras (Chrysomelidae: Bruchinae e Sagrinae). As tíbias geralmente são levemente expandidas em direção ao ápice, onde possuem, no ápice, pentes de espinhos ou um par de espinhos fortemente desenvolvidos, chamados esporões tibiais. As protíbias são geralmente fortemente expandidas e denteadas externamente em formas escavadoras ou subterrâneas.

Os tarsos normalmente são pentâmeros, mas podem ser tetrâmeros, trímeros, mais raramente dímeros ou menos e excepcionalmente podem estar ausentes. Geralmente o número de tarsômeros é indicado pela fórmula tarsal, apresentada como 5–5–5, 5–5–4, 4–4–4, 3–3–3 etc., que indica o número de tarsômeros nas pernas pro, meso e metatorácicas. Quando o número de tarsômeros não é o mesmo em todos os pares de pernas é chamado heterômero. Isso ocorre na maioria dos Tenebrionoidea, onde os metatarsos têm quatro tarsômeros, enquanto os dois pares anteriores têm cinco (fórmula tarsal 5–5–4). Na maioria dos Chrysomeloidea e dos Curculionoidea e em alguns membros de outros grupos, o quarto tarsômero é reduzido e escondido na base do terceiro, que é lobado embaixo. Esse tipo de tarso é denominado pseudotetrâmero. Em alguns grupos, como Coccinellidae e Endomychidae, os tarsos são pseudotrímeros, isto é, possuem quatro tarsômeros, mas o terceiro é muito reduzido. Os tarsômeros II a IV geralmente são revestidos embaixo por uma massa de cerdas densas ou cerdas adesivas especializadas. Cerdas adesivas ocorrem nos protarsos de muitos machos de Adephaga (como Gyrinidae), os quais são utilizados na cópula. Em Cantharidae, Cleridae, Coccinellidae, Chrysomeloidea e Curculionoidea, as cerdas adesivas ocorrem em ambos os sexos e são usadas para escalar. O tarsômero terminal normalmente tem um par de garras (em alguns táxons são conatas ou reduzidas a uma), as quais podem ser iguais ou desiguais, simples, denteadas, lobadas, bífidas ou pectinadas; as garras podem estar em diferentes ângulos de inclinação e portar uma ou mais cerdas basais; às vezes, sob cada garra pode haver estrutura (membranosa, esclerosada e laminar, glabra, cerdosa) ou cerda (flexível, rígida). Lobo esclerosado e articulado, o empódio, portando duas ou mais cerdas, pode ocorrer entre as garras, é reduzido ou ausente em muitos grupos.

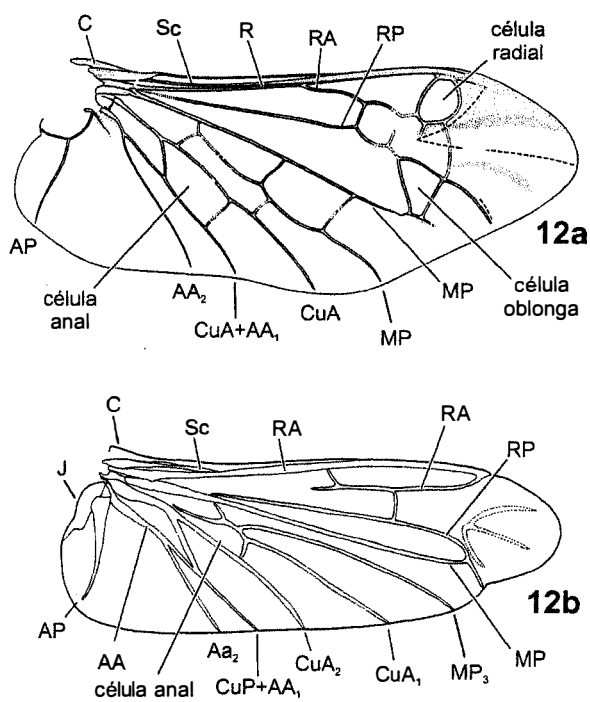
Os élitros são as asas mesotorácicas ou asas anteriores modificadas. Estão ausentes em adultos neotênicos larviformes (quase sempre fêmeas), nos quais também faltam as asas posteriores. São estruturas rígidas, não dobráveis, encaixadas acima do abdômen quando em repouso, com as margens internas em contato. Não possuem venação distinta e cobrem total ou parcialmente as asas metatorácicas e o abdômen. O número de tergitos expostos não inclui a cápsula genital ou segmentos pré-genitais (segmentos IX e X) quando estes projetam além do ápice do segmento VIII; se um tergito está exposto, é o VIII, se dois estão expostos, estes correspondem ao VII e VIII, se três estão expostos, estes correspondem ao VI, VII e VIII e assim por diante; alguns Pselaphinae (Staphylinidae) aparentemente têm dois tergitos expostos, entretanto o primeiro deles é muito longo e corresponde á fusão de vários. Cada élitro consiste em um disco, que corresponde à superfície geral dorsal, uma margem sutural mesal, a qual encontra a margem correspondente do outro élitro, e geralmente uma porção lateral encurvada, conhecida como epipleura. A porção ântero-lateral do disco em geral é levemente elevada ou angulada, formando o úmero, que encobre a área metatorácica. A epipleura pode estar separada do disco por uma crista ou carena, ser completa quando alcança o ápice do élitro, incompleta, ausente, estreita ou larga. O encaixe das margens internas dos élitros em repouso é formado por uma aba na margem de um élitro e um sulco na margem oposta, pode ser reta ou defletida no ápice; em algumas espécies que não voam, o encaixe é mais complexo. Em alguns grupos, o mecanismo de encaixe corresponde a um apódema achatado inserido próximo ao ápice na margem externa da face ventral do élitro, o apódema projetado lateralmente e se encaixa na pleura do ventrito V. Há um côndilo pequeno na base de cada élitro, que se articula com a parte lateral do noto por meio de escleritos axilares. Os ápices elitrais podem ser conjunta ou separadamente agudos, arredondados, truncados ou de outra forma; também podem apresentar dentes, projeções etc.

O disco elitral geralmente possui fileiras longitudinais de pontos que podem estar alojados em sulcos impressos, denominado estrias; essa pontuação das estrias corresponde a colunas esclerosadas conectando a superfície superior e inferior de cada élitro. Geralmente cada élitro possui nove ou dez estrias, mas pode ser um número maior (acima de 25 em alguns Carabidae) ou, em outros, a pontuação é desordenada ou ausente. Uma estria escutelar curta (estríola) está geralmente presente adjacente à margem sutural. Os espaços entre as estrias são conhecidos como intervalos (interestrias), correspondem às posições das veias da asa primitiva. As estrias e os intervalos são numerados da margem sutural para fora.

As asas metatorácicas (posteriores) (Fig. 32.12), quando desenvolvidas, são membranosas, geralmente mais longas que os élitros e, em repouso, ficam dobradas longitudinal e transversalmente sob os élitros. Para extensão para o voo, ela é girada para frente sobre sua base pela ação direta dos músculos do voo; a mesma ação a desdobra, abrindo as dobras

longitudinais, que automaticamente ocasiona a abertura das dobras transversais (ausentes em algumas espécies com as de *Atractocerus* Palisot de Beauvois, em Lymexylidae). Em muitos grupos de Coleoptera (Adephaga, Scarabaeoidea, Elateriformia, alguns Cucujiformia), o dobramento é mantido por um forte mecanismo elástico intrínseco da estrutura da asa, até que a tensão provida pelos músculos alares diretos promova o desdobramento. Na maioria desses grupos, não há necessidade de nenhum outro agente para completar o dobramento, mas, em alguns Scarabaeidae, o dobramento é assistido por movimentos do abdômen e áreas com microtríquias nas asas e nos tergitos abdominais. Em alguns grupos (Micromalthidae, Myxophaga, muitos Staphylinoidea e Cucujoidea), o mecanismo elástico é fraco ou ausente e a membrana da asa geralmente é longa; nesses casos, o dobramento é auxiliado por movimentos do abdômen, áreas com espículas nos tergitos abdominais e áreas de ligação ou fricção das asas e élitros.

A venação pode estar reduzida e modificada devido à complexidade do dobramento, tornando difícil o estabelecimento de homologia das veias com as de outras ordens. As veias convexas são indicadas pelo sinal (+) e as côncavas por (-). As principais veias normalmente visíveis (pelo menos em Archostemata) são: a costa (C^+) e a subcosta posterior (ScP), que estão separadas na base, mas adjacentes ou fundidas na maior parte do comprimento, fortalecendo-se na margem anterior; a radial anterior (R^+) está associada à ScP e C e dividida em dois ramos a partir do meio da asa (a base do RA^+ é reduzida em Polyphaga); a radial posterior (RP^-) é côncava e tende não esclerosada basalmente, perdendo a conexão basal; a média posterior (MP^-), uma veia longa e forte, que primitivamente é bifurcada duas vezes; a cubital anterior (CuA^+), também



Figuras 32.12a-b. Asas. **12a**, Archostemata (Ommatidae); **12b**, Polyphaga (Elateridae).

bifurcada; e a veia anal, AA^+ e AP^-, separadas pela dobra anal. A pré-costa (PC) raramente é visível, aparecendo como uma faixa fraca e achatada, anterior à costa, perto da base. A subcosta anterior (ScA^+) é bem esclerosada, sobreposta à ScP – e fundida com a costa perto da base. A média anterior (MA+) é fundida à radial e faz parte da RA^+. A separação da RA e da RP perto da base, unidas de modo especial com a entrada da MA na base da RA, é uma apomorfia para os besouros. A base da RP geralmente é reduzida e sua conexão com RA pode ser parcialmente escondida pela base da MA, a qual é transformada em uma ligação chamada trave mediana. A cubital posterior (CuP^-) está ausente ou é muito curta e fundida à base da AA^+. A dobra claval, que acompanha a CuP, é muito curta ou ausente. As veias jugais são reduzidas a uma ou frequentemente ausentes. Várias veias transversais e células ocorrem na maioria dos Archostemata e Adephaga, mas restam apenas algumas em Polyphaga. Na maioria dos besouros, as veias transversais entre os ramos de RA formam a célula radial, que geralmente aloja o pterostigma. Em Archostemata, pode haver quatro veias transversais entre RA e RP, mas algumas tendem a ser obscurecidas pelo padrão de dobramento. Em Polyphaga, somente duas dessas estão ligadas à célula radial; uma geralmente conecta a célula à RP, enquanto a outra perde sua conexão com RP e se torna alongada e orientada longitudinalmente em alguns Elateriformia. Por essa razão, as veias transversais são chamadas de "setor radial". RP geralmente está conectada a MP por veias transversais, duas das quais incluem a célula oblonga na maioria dos Archostemata, Adephaga e Myxophaga. Em Polyphaga, uma dessas veias transversais forma com o resto distal da RP a curva rádio-medial. Várias veias transversais podem ocorrer atrás da MP, mas a única célula que foi nomeada consistentemente foi a célula anal, formada dentro da bifurcação CuA. A redução na venação ocorre especialmente em besouros muito pequenos e geralmente envolve a perda de veias transversais e a redução ou perda de RP e algumas das veias atrás da MP.

Os dois tipos principais de asas são baseados primariamente no mecanismo de dobramento, uma vez que tem efeito profundo na estrutura de venação da asa. O tipo "adéfago", que ocorre em Archostemata, Myxophaga e Adephaga, é caracterizado por ter a dobra transversal principal atravessando MP_{1+2} em um ponto denominado dobradiça mediana, próxima à 1ª veia transversal rádio-medial; durante o dobramento, o oblongo, se presente, é deslocado. Esse tipo de asa também é caracterizado por ter a área de dobramento principal próxima a célula radial e, geralmente, venação mais completa. No tipo "polífago", a dobra transversal não cruza a MP, o oblongo nunca está presente, a área de dobramento principal localiza-se distalmente ou abaixo da célula radial e a venação geralmente é mais reduzida. Entre os Polyphaga, ocorre redução em várias linhagens, especialmente Staphylinoidea, Scarabaeoidea e Cucujiformia.

As asas podem ser curtas e não dobradas (braquipteria) ou reduzidas a meros vestígios (micropteria) ou completamente ausentes (apteria). Alguns besouros com asas totalmente desenvolvidas podem não voar devido à degeneração dos músculos do voo. Em besouros muito pequenos, como Microsporidae e Ptiliidae, as asas geralmente são franjadas, com cerdas longas, a membrana é muito reduzida e as cerdas

assumem suas funções. A micropteria, braquipteria ou apteria são indicadas pelo desaparecimento ou redução do úmero elitral, encurtamento do mesosterno e algumas vezes pela soldagem dos élitros.

O abdômen (Fig. 32.13) geralmente é composto por dez segmentos no macho e nove na fêmea, mas o segmento IX é modificado para formar o segmento genital, e o segmento X do macho geralmente é reduzido ou fundido ao IX. Excluindo o segmento genital, podemos contar oito tergos no abdômen da maioria dos besouros. Esse número é facilmente determinado contando-se os espiráculos. Cada tergo tem uma placa principal, chamada tergito, e pode ou não ter um par de escleritos adicionais, chamados laterotergitos. Os espiráculos geralmente estão localizados na membrana pleural e pode haver um esclerito adicional (parasternito) entre o espiráculo e a parte externa do esterno (laterosternito). Na maioria dos besouros, os primeiros cinco ou seis tergitos são ligeiramente esclerosados, mas os últimos podem estar endurecidos quando estão expostos além do ápice dos élitros; nesse caso, o segmento terminal aparente (VII ou VIII) é chamado pigídio e o precedente, propigídio. Vários tergitos são fortemente esclerosados em besouros com élitros curtos (como Staphylinidae) e também em alguns com élitros completos (como Buprestidae).

Na maioria dos besouros, os esternitos abdominais III a VII são esclerosados e visíveis externamente. Esternito I ausente ou, raramente, representado por um esclerito pequeno, escondido pelas coxas posteriores; esternito II geralmente visível apenas lateralmente (geralmente escondido embaixo das margens dos élitros) e o VIII geralmente retraído junto com o segmento genital (IX). Os esternitos visíveis são chamados ventritos; geralmente são cinco visíveis (correspondem aos esternitos III a VII); ocorrem seis quando o esternito II é visível ou o VIII está exposto no ápice do abdômen; sete quando essas duas condições estão juntas; oito apenas em machos de alguns grupos (*Pheropsophus* spp. (Carabidae), Hydraenidae, Lycidae, Cantharidae), quando o esternito IX também está exposto.

Os ventritos (esternitos abdominais visíveis) podem estar unidos por membrana (exposta ou escondida pela sobreposição dos ventritos) e capazes de moverem-se livremente, mas em muitas famílias os ventritos II ou III basais são conatos (unidos e imóveis) e em alguns grupos, como Eucnemidae, Throscidae ou Anthribidae, os ventritos IV ou V podem ser conatos. Em muitos grupos, as extremidades laterais dos ventritos estão modificadas para formar um esquema de encaixe com os élitros. O ventrito I geralmente possui linhas

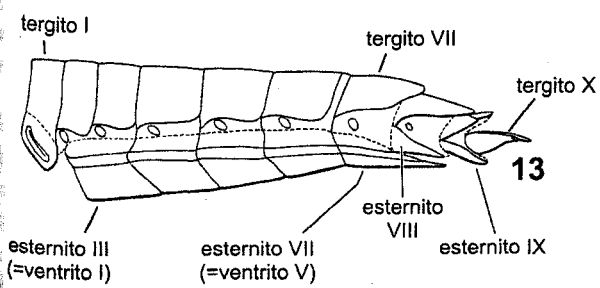


Figura 32.13. Abdômen de Elateridae, vl.

femorais retas ou curvas, semelhantes às do metasterno, e nos machos de algumas espécies ocorrem grupos de cerdas secretoras em um ou mais ventritos basais. O último ventrito também é modificado em muitas espécies. A extremidade livre pode ser crenulada para servir de encaixe para o ápice dos élitros (Cerylonidae) ou modificada de várias formas nos machos para acomodar o edeago extrovertido durante a cópula. Nas fêmeas de Cryptocephalinae (Chrysomelidae), uma cavidade no último ventrito é utilizada na formação do casulo fecal para os ovos.

O número básico de espiráculos funcionais no abdômen é oito, mas em vários grupos os espiráculos do segmento VIII estão reduzidos ou ausentes e aqueles dos segmentos I ou II precedentes podem estar atrofiados; em Hydrophilidae e alguns Staphylinoidea, os espiráculos apicais podem ser funcionais, enquanto um ou mais intermediários estão atrofiados. Os Hydrophiloidea e Cucujiformia, muitos Staphylinoidea e Scarabaeoidea, Scirtidae, a maioria dos Byrrhoidea e alguns outros grupos nunca têm mais que sete pares de espiráculos funcionais. Embora os espiráculos geralmente estejam localizados na membrana pleural, eles podem estar nos tergitos em Staphylinoidea e alguns Scarabaeoidea ou nos esternitos em alguns membros do primeiro grupo.

Os segmentos distais do abdômen formam a terminália ou segmento genital ou complexo ano-genital. A terminália geralmente é composta pelos segmentos IX e X, este último muito reduzido e difícil de distinguir. Nos machos, o órgão copulador (edeago) está aderido à terminália por membranas conectivas. É mais completa em alguns Scarabaeoidea e Elateriformia, nos quais o tergito X existe como proctígero acima do ânus, que juntamente com o segmento IX forma uma estrutura semelhante a um anel, onde se prende a genitália. O segmento genital às vezes é chamado de cápsula genital, quando forma um tubo em volta do edeago, mas esse termo também é aplicado à cápsula formada pelo tergito VIII em alguns Cucujoidea (por exemplo, Nitidulidae). Na maioria dos machos e fêmeas, o tergito IX é dividido no meio ou separado em duas partes aparentemente desconectadas, chamadas paraproctos; nos machos, ainda pode ser truncado, emarginado (leve a fortemente) ou parcial ou quase completamente dividido. Outras modificações na terminália dos machos incluem a fusão total ou parcial dos tergitos IX e X formando um anel e a extensão anterior do esternito IX formando uma barra ventral, o espículo gastral, que geralmente tem uma bifurcação na extremidade posterior; em alguns grupos (Chrysomeloidea, Curculionoidea), a porção tergal do segmento genital perdeu a esclerosação, permanecendo apenas a barra ventral; o tergito X ainda pode ser totalmente livre e bem desenvolvido ou completamente membranoso.

O órgão copulador do macho, chamado edeago, está situado na parte posterior do ducto ejaculatório, que se abre atrás do esternito IX e inclui um órgão intromitente, o pênis ou lobo médio, estruturas associadas — falobase (peça basal), parâmeros (lobos laterais, tégmen) e o saco interno (endofalo), este primariamente membranoso— e pode ter uma variedade de espículos e, às vezes, um flagelo esclerosado longo, em cuja extremidade está o gonóporo primário. Exclui as modificações dos segmentos apicais do abdômen ou segmentos pré-genitais. Alguns pesquisadores restringem o uso do termo edeago somente

ao órgão intromitente (pênis) e o termo pênis é empregado pela estrutura formada pelo lobo médio combinado com a falobase e parâmeros ou tégmen (edeago). Além disso, a falobase pode ser tratada como gonocoxitos fundidos; os parâmeros, individualmente, como gonóstilos e juntos como gonofórceps; e o pênis é considerado como valvas penianas fundidas. Mais informações sobre termos utilizados na genitália de insetos (incluindo outros sistemas de nomenclatura) podem ser obtidas em Tuxen (1970), Matsuda (1976), Iablokoff–Khnzorian (1980) e D'Hotman & Scholtz (1990).

O pênis está preso à falobase e parâmeros ou ao tégmen por meio da primeira membrana conectiva, e a falobase ou o tégmen estão presos ao segmento IX por meio da segunda membrana conectiva. Durante a cópula, o saco interno é extrovertido através de uma abertura, o óstio, na extremidade do pênis ou próximo dela, e entra na vagina da fêmea com o flagelo estendido anteriormente para atingir a espermateca.

O edeago trilobado (Fig. 32.9), geralmente considerado o tipo mais basal nos besouros, consiste em uma peça basal (falobase) esclerosada ventralmente, na qual se prende um par de parâmeros livremente articulados, e um lobo médio (pênis) acima deles. A partir desse tipo básico, é possível derivar os vários tipos de edeago presentes nas várias linhagens de Coleoptera. Uma modificação comum é a redução ou perda da falobase, e os parâmeros aparecem articulados diretamente com o pênis (tipo adéfago). No tipo bilobado, a falobase e os parâmeros são bem desenvolvidos, mas o pênis é membranoso ou esclerosado somente na base, onde um par de traves pode ocorrer.

A genitália da fêmea consiste em um ovipositor, com um par de apêndices presos ventralmente aos paraproctos, e cada apêndice é composto de um gonocoxito ou coxito basal, geralmente dividido em duas ou mais partes, e um gonóstilo ou estilo apical. Em ovipositores muito longos, que ocorrem em besouros que põem ovos profundamente no substrato, todo o segmento IX é extrovertido, o proctígero forma um par de longas hastes esclerosadas e os paraproctos são estendidos e formam os báculos. Ovipositores curtos, com coxitos fortemente esclerosados e estilos reduzidos, geralmente são usados para cavar o solo, enquanto ovipositores mais longos e esclerosados servem para abrir cavidades para os ovos nos tecidos de plantas. Ovipositores muito reduzidos geralmente são encontrados nas espécies que põem ovos em superfícies expostas.

Imaturos. Os ovos geralmente são simples, ovoides e sem superfície ornamentada, mas um córion esculturado pode ser encontrado em Cupedidae e alguns grupos de Chrysomelidae que põem ovos na superfície do substrato. Os ovos de Cryptocephalinae (Chrysomelidae) estão envolvidos por uma camada de fezes, chamada escatoteca. Geralmente a eclosão é iniciada por dentes, espinhos ou carenas que podem estar presentes na cabeça (Hydrophilidae, Hydraenidae, alguns Staphylinidae) ou nos tergos torácicos ou abdominais (alguns Histeridae, Staphylinidae, Scarabaeoidea e muitos Cucujiformia) do embrião completamente desenvolvido, geralmente retidos pela larva de primeiro ínstar (*egg bursters*, ovirruptor).

As larvas de Coleoptera geralmente se distinguem das dos demais endopterigotas pelos caracteres: (i) cápsula cefálica bem desenvolvida e geralmente esclerosada; (ii) sutura adfrontal ausente; (iii) antenas com quatro ou menos antenômeros; (iv) seis ou menos estemas (olhos simples das larvas de holometábolos) de cada lado da cabeça; (v) mandíbulas do tipo mastigador, opostas no plano transverso; (vi) glândula de seda labial mediana ou fiandeiras ausentes; (vii) abdômen sem falsas pernas ventrais com colchetes; (viii) sistema respiratório geralmente peripnêustico, nunca com o espiráculo metatorácico funcional; e (ix) espiráculos, se cribriformes, nunca com cicatriz ecdisial completamente envolvida pela placa crivada.

A cabeça é bem desenvolvida e esclerosada, tórax com três segmentos e abdômen geralmente com dez segmentos (às vezes reduzidos a nove ou oito). Os segmentos torácicos são muito semelhantes entre si, embora às vezes o primeiro seja maior e mais esclerosado. O segmento abdominal X é relativamente pequeno, circundando o ânus e às vezes com um ou mais pigopodes ventrais. O segmento IX geralmente tem par de prolongamentos pares, fixos ou articulados, chamados urogonfos.

Vários termos puramente descritivos são com frequência utilizados para formas corporais gerais associadas a modos de vida particular. As larvas podem ser: (i) campodeiformes, muito ativas e geralmente predadoras, com cabeça prognata, pernas torácicas longas e urogonfos bem desenvolvidos, segmentados e orientados posteriormente (maioria dos Carabidae e Staphylinidae); (ii) eruciformes, menos ativas, cilíndricas ou ligeiramente achatadas, com pernas curtas e sem ou com urogonfos curtos (muitos Tenebrionidae e Chrysomelidae), semelhantes às lagartas de Lepidoptera, porém as falsas pernas, se presentes, não possuem ganchos; (iii) escarabeiformes, com corpo robusto, em forma de C, pernas moderadamente longas, sem apêndices caudais — são características de Scarabaeoidea e geralmente encontradas no solo ou madeira apodrecida; (iv) ápodes ou vermiformes, sem pernas torácicas nem urogonfos e antenas e palpos reduzidos (maioria dos Curculionoidea); (v) elateriformes, de corpo cilíndrico e tegumento muito esclerosado — ocorrem em alguns Elateridae e Tenebrionidae; (vi) ortossomáticas, de corpo reto com superfícies dorsais e ventrais retas e planas e margens laterais subparalelas, como Dermestidae, Cleridae, alguns Erotylidae. Esses tipos gerais não incluem os tipos peculiares, como as larvas achatadas e em forma disco de Psephenidae, alguns Corylophidae ou alguns Cerylonidae; o tipo onisciforme, que é ovalado e achatado com projeções laterais, como em Lagriinae (Tenebrionidae); ou as larvas subcorticais, alongadas e fortemente achatadas de Cucujidae. As larvas geralmente sofrem várias mudas e geralmente são semelhantes nos diferentes ínstares e muito diferentes dos adultos.

As formas imaturas foram tratadas de forma mais detalhada em Costa *et al.* (1988) e Costa & Ide (2006b).

As pupas são adécticas e quase sempre exaratas (obtecta em Ptiliidae, Staphylinidae Staphylininae, Clambidae, Coccinellidae, Chrysomelidae Cassidinae e alguns outros). O abdômen geralmente possui nove tergos e oito esternos, e o número de espiráculos geralmente é reduzido em comparação com a larva. O espiráculo VIII sempre é fechado. A cabeça e o corpo geralmente têm várias proeminências e cerdas que evitam o contato da pupa com as paredes da câmara pupal, e o ápice do abdômen pode ter apêndices pares semelhantes aos urogonfos larvais. Vários grupos possuem esclerosações em

margens opostas de alguns segmentos abdominais, chamados órgãos dioneiformes, possivelmente utilizados como defesas contra ácaros e outros possíveis agressores.

A empupação geralmente ocorre dentro da planta hospedeira, em células no solo ou na última exúvia larval, que normalmente permanece aderida ao ápice da pupa; algumas espécies constroem casulos de seda ou abrigos. A seda ou a secreção que cimenta as partículas de fezes, madeira, ou outros materiais utilizados para elaborar os abrigos são produzidas pelos túbulos de Malpighi.

Biologia. Os besouros ocupam quase todos os hábitats terrestres e de água doce e também alguns (poucos) marinhos. Podem ser encontrados na folhagem de plantas de todos os tipos; em flores, frutos e sementes; no tecido de plantas vivas, em galhas, galhos, ramos de troncos e raízes; no solo, húmus, serapilheira e escombros; embaixo de casca de árvores vivas ou mortas; em madeira em decomposição; embaixo de pedras e troncos; dentro ou sobre corpos de frutificação de fungos; em estrume e carniça; em ninhos de vertebrados e insetos sociais; em gêneros alimentícios estocados; em água doce de ambientes lênticos e lóticos; em lagos com água salobra ou estuários; na areia ou cascalho nas margens de riachos e lagos; em escombros após a maré alta; entre rochas ou coral na zona entre marés; e em cavernas.

Membros de várias famílias de besouros apresentam adaptações para a vida na água doce apenas no estágio larval ou durante todo seu ciclo de vida. Muitos adultos aquáticos (como Hydrophilidae e Elmidae) têm uma cobertura de cerdas hidrófugas finas na superfície ventral, utilizada para prender uma bolha de ar, de volume constante, chamada plastrão.

A maioria dos besouros é fitófaga, alimentando-se do tecido de plantas vivas, mas grande número tem hábito saprófago e consome apenas matéria vegetal substancialmente alterada pela ação de bactérias e fungos. Outros são micófagos (ou micetófagos). O hábito carnívoro ocorre em vários grupos, incluindo quase todos os Adephaga. A maioria desses geralmente é predadora de insetos e outros invertebrados, mas alguns são restritos na escolha da presa. Os Coccinellidae, por exemplo, alimentam-se de Aphidoidea e Coccoidea (Hemiptera), e os Lampyridae são geralmente especializados em caracóis (Mollusca, Gastropoda). O hábito parasítico evoluiu em alguns representantes de Carabidae, Staphylinidae, Rhipiceridae, Passandridae, Bothrideridae, Rhipiphoridae e Meloidae.

As antenas dos machos geralmente são mais longas e mais elaboradas que as das fêmeas. Possuem estruturas especializadas para detectar os feromônios produzidos pela fêmea, que estimulam o macho a voar em busca de cópula. Várias partes do corpo, apenas do macho ou menos frequente em ambos os sexos, possuem áreas glandulares e, pelo que se conhece, produzem feromônio de agregação, que atrai ambos os sexos.

Em alguns grupos, como Scarabaeidae, Ciidae e Tenebrionidae, os machos possuem cornos na cabeça e/ou pronoto que apresentam variação alométrica em relação ao comprimento, usados no combate com machos da mesma espécie. Um comportamento complexo de corte precedendo a cópula foi registrado em algumas famílias, incluindo Melyridae, Meloidae e Cerambycidae. Durante a cópula, geralmente o macho assume a posição de cavalgadura sobre a fêmea, às vezes utilizando as tíbias ou tarsos anteriores e médios, modificados para manter-se na posição. A necessidade de curvar o abdômen para baixo e para frente para atingir o ápice do abdômen da fêmea é frequentemente compensada por uma curvatura no pênis, que é inserido na vagina, e o saco interno é subsequentemente evertido no trato da fêmea.

O número de ovos depositado é muito variável. Enquanto besouros minúsculos, como Ptiliidae, produzem um ou dois ovos cada vez, um grande número de pequenos ovos pode ser encontrado no abdômen de alguns Lymexylidae e Meloidae. Em alguns grupos, como Chrysomelidae (Sagrinae, Cassidinae, Cryptocephalinae, Eumolpinae) e alguns outros, os ovos estão envolvidos em ootecas ou casulos. Comportamento subsocial, isto é, cuidado parental dos ovos e larvas, é conhecido em pelo menos dez famílias (Eickwort 1981). Em espécies de *Epimetopus* (Hydrophilidae), um saco ovígero é carregado embaixo do abdômen da fêmea, onde é mantido pelos fêmures e tíbias posteriores. Alguns Carabidae e Staphylinidae põem os ovos em uma câmara especial, que é protegida; fêmeas de *Bledius* spp. (Staphylinidae) mantêm e defendem os túneis larvais e fornecem algas como alimento, enquanto alguns Harpalinae (Carabidae) estocam sementes para suas larvas. Os machos e fêmeas de Geotrupidae e Scarabaeinae (Scarabaeidae) frequentemente cooperam na escavação do ninho e fornecem matéria vegetal ou estrume às larvas; o provisionamento progressivo durante a vida das larvas ocorre neste último grupo e também em Silphidae, no gênero *Nicrophorus* Fabricius. Algum grau de subsociabilidade também ocorre em Passalidae, em *Phrenapates* Kirby (Tenebrionidae) e em alguns Scolytinae e Platypodinae (Curculionidae).

A ovoviviparidade, na qual os ovos são retidos no trato reprodutivo da fêmea até a eclosão, é conhecido em alguns Pseudomorphinae (Carabidae), Aleocharinae (Staphylinidae), Tenebrionidae e Chrysomelinae (Chrysomelidae). Heteromorfose larval ou hipermetamorfose, geralmente envolvendo um primeiro ínstar ativo ou triungulino e últimos ínstares vermiformes inativos, às vezes ápodes, ocorre em vários grupos de parasitoides: Lebiinae (Carabidae), alguns Aleocharinae (Staphylinidae), Rhipiceridae, Passandridae, Bothriderinae (Bothrideridae), Rhipiphoridae e Meloidae, e também em alguns grupos broqueadores de madeira (Micromalthidae, Bostrichidae, Lymexylidae). Pedogênese ou retenção de caracteres larvais em fêmeas adultas ocorre em Micromalthidae, Phengodidae e Lampyridae. Em alguns grupos, como Cebrioninae (Elateridae), Lampyridae e Rhipidiinae (Rhipiphoridae), as fêmeas são ápteras, mas possuem pernas, antenas e peças bucais de adulto.

A partenogênese não é comum em besouros, mas ocorre em alguns Curculionidae e algumas outras famílias, como Chrysomelidae, Ptiliidae, Ciidae e Bothrideridae.

Classificação. A classificação apresentada aqui segue a proposta de Lawrence & Newton (1995), com modificações incorporadas por Lawrence *et al.* (1999), Ribera *et al.* (2002) e Beutel & Leschen (2005, 2010). Vanin & Ide (2002) apresentaram comentários sobre a classificação de Coleoptera. Entre parênteses está o número de espécies registradas para o Brasil. O * indica família registrada recentemente para o Brasil.

SUBORDEM ARCHOSTEMATA
1. Ommatidae (1)
Crowsoniellidae
2. Micromalthidae (1)
3. Cupedidae (2)
Jurodidae

SUBORDEM MYXOPHAGA
Lepiceridae
4. Torridincolidae (25)
5. Hydroscaphidae (5)
Sphaeriusidae

SUBORDEM ADEPHAGA
6. Gyrinidae (48)
7. Haliplidae (5)
Trachypachidae
Meruidae
8. Noteridae (42)
Amphizoidae
Aspidytidae
Hygrobiidae
9. Dytiscidae (161)
10. Rhysodidae (7)
11. Carabidae (1.132)

SUBORDEM POLYPHAGA
Série Staphyliniformia
Hydrophiloidea
12. Hydrophilidae (121)
Sphaeritidae
Synteliidae
13. Histeridae (352)
Staphylinoidea
14. Hydraenidae (15)
15. Ptiliidae (10)
Agyrtidae
16. Leiodidae (27)
17. Scydmaenidae (59)
18. Silphidae (5)
19. Staphylinidae (1.571)

Série Scarabaeiformia
Scarabaeoidea
20. Lucanidae (70)
21. Passalidae (72)
22. Trogidae (10)
23. Glaresidae (1)
Pleocomidae
Diphyllostomatidae
Geotrupidae
24. Bolboceratidae (44)
Belohinidae
25. Ochodaeidae (1)
26. Ceratocanthidae (59)
27. Hybosoridae (13)
Glaphyridae
28. Scarabaeidae (1.777)

Série Elateriformia
Scirtoidea
Decliniidae
29. Eucinetidae (5)
Clambidae (2)*
30. Scirtidae (31)

Dascilloidea
Dascillidae
31. Rhipiceridae (6)

Buprestoidea
32. Buprestidae (1.459)

Byrrhoidea
33. Byrrhidae (1)
34. Elmidae (70)
35. Dryopidae (25)
36. Lutrochidae (3)
37. Limnichidae (7)
38. Heteroceridae (19)
39. Psephenidae (8)
40. Cneoglossidae (5)
41. Ptilodactylidae (25)
42. Chelonariidae (12)
Eulichadidae
43. Callirhipidae (11)

Elateroidea
44. Artematopodidae (8)
Brachypsectridae
45. Cerophytidae (2)
46. Eucnemidae (143)
47. Throscidae (5)
48. Elateridae (590)
Plastoceridae
Drilidae
Omalisidae
49. Lycidae (150)
Telegeusidae
50. Phengodidae (19)
Rhagophthalmidae
51. Lampyridae (350)
Omethidae
52. Cantharidae (389)

Elateriformia *incertae sedis*
Podabrocephalidae
Rhinorhipidae

Série Bostrichiformia
Derodontoidea
Derodontidae

Bostrichoidea
53. Nosodendridae (3)
54. Dermestidae (46)
Endecatomidae
55. Bostrichidae (34)
56. Anobiidae (81)
Jacobsoniidae

Série Cucujiformia
Lymexyloidea
57. Lymexylidae (10)

Cleroidea
Phloiophilidae
58. Trogossitidae (76)
Chaetosomatidae
59. Cleridae (73)
Acanthocnemidae
Phycosecidae
Prionoceridae
60. Melyridae (461)
Mauroniscidae

Cucujoidea
Protocucujidae
61. Sphindidae (5)
62. Kateretidae (3)
63. Nitidulidae (210)
Smicripidae
64. Monotomidae (9)
Boganiidae
Helotidae
Phloeostichidae
65. Silvanidae (30)
66. Passandridae (20)
67. Cucujidae (1)
68. Laemophloeidae (40)
Propalticidae
69. Phalacridae (21)
Cyclaxyridae
Hobartiidae
Cavognathidae
70. Cryptophagidae (22)
Lamingtoniidae
71. Erotylidae (402)
Byturidae
72. Biphyllidae (2)
73. Bothrideridae (13)
74. Cerylonidae (23)
Alexiidae
75. Discolomatidae (5)
76. Endomychidae (99)
77. Coccinellidae (325)
78. Corylophidae (6)
79. Latridiidae (22)

Tenebrionoidea
80. Mycetophagidae (3)
81. Archeocrypticidae (2)
Pterogeniidae
82. Ciidae (26)
Tetratomidae
83. Melandryidae (41)
84. Mordellidae (125)
85. Rhipiphoridae (43)
86. Zopheridae (68)
Ulodidae
Perymlopidae
Chalcodryidae
Trachelostenidae
87. Tenebrionidae (1.245)
Prostomidae
Synchroidae
88. Oedemeridae (47)
Stenotrachelidae
89. Meloidae (155)
90. Mycteridae (48)
Boridae
Trictenotomidae
Pythidae
Pyrochroidae
91. Salpingidae (10)
92. Anthicidae (69)
93. Aderidae (40)
94. Scraptiidae (9)

Chrysomeloidea
95. Cerambycidae (5.000)
96. Vesperidae (15)
Oxypeltidae
97. Disteniidae (31)
98. Megalopodidae (126)
Orsodacnidae
99. Chrysomelidae (4.362)

Curculionoidea
100. Nemonychidae (2)
101. Anthribidae (233)
102. Belidae (12)
103. Attelabidae (25)
104. Brentidae (222)
Caridae
Ithyceridae
105. Curculionidae (5.041)

Relações filogenéticas. A questão da relação entre as subordens de Coleoptera é controversa. Archostemata foi considerado por Crowson (1955) como grupo-irmão dos demais Coleoptera e Adephaga como grupo-irmão do clado compreendido por Polyphaga e Myxophaga — (Archostemata(Adephaga(Polyphaga + Myxophaga))). A relação de grupos-irmão entre (Adephaga + Archostemata) e (Polyphaga + Myxophaga), foi proposta por Baehr (1979) com base em estudos comparados de estruturas protorácicas. Kukalová-Peck & Lawrence (2004), a partir de caracteres da asa membranosa, sugeriram a seguinte relação de parentesco entre as subordens: (Polyphaga (Archostemata(Adephaga + Myxophaga))).

A hipótese proposta por Crowson (1955) foi corroborada por Beutel (1997) e Hörnschemeyer (1998), com base em estudos da articulação da base das asas, e por Beutel & Haas (2000). Neste último trabalho, foi efetuada análise cladística a partir de 107 caracteres internos e externos de larvas e adultos de 28 gêneros de Coleoptera, e como grupo-externo foram escolhidas quatro famílias de Neuropterida. A monofilia de Coleoptera excluindo Archostemata foi claramente confirmada pelas seguintes sinapomorfias: (i) larvas com urogonfos; (ii) espinasterno I vestigial; (iii) sutura catepisternal ausente; (iv) sulco longitudinal do metasterno (discrimen) ausente; (v) músculo notosternal II ausente; (vi) músculo noto-pleurocostal longo ausente; (vii) músculo episterno-esternal II ausente; (viii) músculos pleurocostal-alar e episterno-alar não separados; (ix) metatrocantino não exposto ou ausente; (x) asa com área de dobramento anterior; (xi) esclerito basilar 2Ax com prolongamento lateral; (xii) músculo notoepisternal curto II ausente; (xiii) músculos pleuro-alar A e BIII com inserção única; (xiv) músculo noto-trocantineal III ausente; e (xv) músculo trocântero-basal III ausente. Os seguintes caracteres foram, presumivelmente, considerados sinapomorfias de Myxophaga + Polyphaga: (i) pernas das larvas com cinco segmentos; (ii) pernas das larvas com garras simples; (iii) adultos com mola mandibular; (iv) protrocantino fundido com a propleura; e (v) meso e metasternos firmemente conectados. Os Archostemata, geralmente incluídos com os grupos fósseis em um conjunto não monofilético (ver Ponomarenko 1969 e Kukalová-Peck 1991), não foram considerados na análise de Beutel & Haas (2000).

A posição basal dos Archostemata, quando somente os grupos viventes são considerados, é corroborada inclusive por dados moleculares (Caterino *et al.* 2002). Estes últimos autores propuseram a relação de Adephaga e Polyphaga como grupos-irmãos. Entretanto, essa hipótese contrasta com todas as anteriormente propostas e aparentemente não encontra suporte nas evidências morfológicas.

O evento que resultou na separação dos Archostemata do clado Adephaga + Myxophaga + Polyphaga foi de grande importância na história evolutiva de Coleoptera. Modificações importantes que ocorreram na base desse grande clado foram: (i) transformação da margem costal da asa em zona de flexão; (ii) modificação nos escleritos torácicos permitindo, por exemplo, a junção do meso e metasternos; (iii) ausência da sutura catepisternal no mesotórax; e (iv) perda de oito músculos pterotorácicos. A ausência dos músculos notosternal II e notopleurocostal longo II, que é muito desenvolvido nas espécies de *Priacma* LeConte (Cupedidae), pode estar relacionada com a diminuição do tamanho do mesotórax. A manutenção das funções locomotoras do tórax associadas com o grande desenvolvimento do exoesqueleto, redução no grau de liberdade dos escleritos e a redução do conjunto muscular é uma característica importante de Coleoptera não Archostemata.

A relação de grupos-irmãos entre Archostemata e os demais Coleoptera parece encontrar corroboração na sequência de aparecimento no registro fossilífero. Estudos efetuados com espécimes viventes, como o de Kukalová–Peck & Lawrence (1993) a partir de asas membranosas, aparentemente não fornecem resultados conclusivos. Os registros mais antigos de Cupedidae (Archostemata) são do Permiano Inferior, os de Adephaga (Gyrinidae?), do Permiano Superior, enquanto que outros grupos de Adephaga já tinham ampla distribuição no Triássico (Labandeira 1994; Ponomarenko 1997). Os primeiros fósseis de Polyphaga (Staphylinidae) são de depósitos do Triássico Médio e a maioria das famílias aparece no registro fóssil do Jurássico (por exemplo, Hydraenidae, Hydrophilidae, Silphidae, Scarabaeidae, Chrysomelidae) ou Cretáceo (por exemplo, Leiodidae, Coccinellidae) (Labandeira 1994).

A monofilia das subordens viventes é bem suportada por caracteres autapomórficos. As transformações dos caracteres dos estágios imaturos desempenham um papel bastante importante neste estágio da evolução de Coleoptera. Os Archostemata são caracterizados principalmente por autapomorfias associadas aos hábitos broqueadores das larvas: endocarena dorsal, mandíbulas tridentadas e robustas, lígula esclerosada, pernas curtas e tergos com ampolas (Lawrence *et al.* 1999; Beutel & Hörnschemeyer 2002). Caracteres larvais derivados dos Myxophaga provavelmente evoluíram a partir do hábito de consumo de algas em substratos úmidos (Lepiceridae, Sphaeriusidae) ou higropétricos (Hydroscaphidae, Torridincolidae) (Beutel *et al.* 1999; Beutel 1999). Nas larvas dos Adephaga, as transformações importantes nos caracteres foram o prognatismo e a fusão do labro com o clípeo, ambas relacionadas com hábitos predadores. Larvas de alguns grupos basais de Polyphaga (por exemplo, Hydraenidae, Leiodidae) são caracterizadas principalmente por plesiomorfias, apesar de muitas transformações de caracteres terem ocorrido em grupos como Hydrophiloidea, Elateriformia (Beutel 1999) e Cucujiformia (Beutel & Pollock 2000).

Os Polyphaga têm os caracteres mais derivados no tórax, incluindo a presença de escleritos presternais e propleura interna. Uma modificação importante dessa subordem é a perda da zona de flexão da asa membranosa, o que resulta em um mecanismo de dobramento relativamente simples, que envolve somente a área apical. Essa modificação havia sido interpretada por Schneider (1978) como plesiomórfica, mas atualmente é reconhecida como uma apomorfia da linhagem eucinetoide (Hansen 1997; Beutel & Haas 2000). Outras prováveis sinapomorfias nas asas membranosas de Polyphaga foram apresentadas por Kukalová-Peck & Lawrence (1993).

Entre os Polyphaga, a série Cucujiformia constitui um clado com monofilia bem fundamentada. A presença de túbulos de Malpighi criptonéfricos (Lawrence & Newton 1982) otimizou o mecanismo de reabsorção da água, capacitando seus representantes a viver em ambientes mais áridos (por exemplo, Tenebrionidae) ou em partes expostas de plantas. Essa modificação é considerada essencial para a forte diversificação que ocorreu nos grupos fitófagos. Em particular, as famílias cucujiformes Cerambycidae, Chrysomelidae e Curculionidae incluem mais de 110.000 espécies (Farrell 1998) e são o clado mais diverso de Coleoptera.

Recentemente foi publicada por Bouchard *et al.* (2011), uma lista de famílias, subfamílias, tribos e subtribos de Coleoptera (atuais e fósseis), onde foram efetuadas várias mudanças nomenclaturais. Lawrence *et al.* (2011) propuseram uma filogenia de Coleoptera baseada em 516 caracteres

morfológicos de larvas e de adultos resultando relacionamento entre as subordens: (Archostemata + Adephaga) (Myxophaga + Polyphaga).

Importância

Os besouros desempenham papel importante na reciclagem de nutrientes, principalmente na fase larval. Muitas espécies são consideradas pragas da agricultura, de produtos alimentícios armazenados, livros, peles, tapetes etc. Outras espécies são importantes no controle biológico de ervas daninhas e de insetos pragas.

Devido ao grande número de espécies e grande variedade de hábitats que ocupam, explorando uma ampla variedade de materiais como alimento, muitas espécies acabam interagindo com o homem. Algumas delas competem com nossas fontes de alimento ou danificam vários produtos, sendo consideradas como pragas, enquanto outras podem ser benéficas, como aquelas usadas no controle biológico de artrópodes considerados pragas, ou de ervas daninhas.

A importância econômica de Coleoptera está relacionada principalmente às espécies que causam danos à agricultura, pastagens, madeira ou produtos estocados e à atividade de outras espécies no controle de insetos ou plantas que são pragas. Não têm importância na transmissão de agentes patogênicos a humanos ou outros mamíferos e apenas alguns transmitem agentes causadores de doenças a plantas ou causam dermatites. As larvas de alguns Scarabaeidae, Elateridae e Tenebrionidae atacam principalmente pastagens, culturas de cereais e de cana-de-açúcar, *Saccharum officinarum* L. (Poaceae). Algumas cucurbitáceas são atacadas por espécies de *Epilachna* (Coccinellidae) e Chrysomelidae. Alguns Cerambycidae atacam árvores frutíferas, enquanto outros causam danos à soja (*Glycine max* (L.) Merr., Fabaceae) e à alfafa (*Medicago sativa* L., Poaceae).

Uma variedade de produtos estocados, incluindo gêneros alimentícios, produtos de couro, madeira e tabaco (*Nicotiana tabacum* L., Solanaceae), são atacados por besouros. As pragas de produtos estocados estão adaptadas a ambientes secos e algumas delas são capazes de reproduzir-se em uma ampla variedade de materiais, enquanto outras têm fonte de alimento mais específica.

Os coleópteros desempenham um papel importante no controle biológico de insetos pragas e espécies de plantas nocivas. Vários Coccinellidae são utilizados para controlar pulgões e cochonilhas (Aphidoidea e Coccoidea: Hemiptera), pragas de plantas.

Espécies de *Paederus* Fabricius (Staphylinidae) (potó) causam lesões quando os adultos são esmagados ou entram em contato com a pele. O composto pederina provoca irritação quando liberado sobre a pele. Reação semelhante pode ser causada por outro composto, a cantaridina, produzida pelos Meloidae e Oedemeridae. As larvas de Dermestidae possuem cerdas que podem causar dermatite.

Os coleópteros estão sujeitos ao ataque de vários predadores, parasitoides e doenças. Os ovos podem ser atacados por vários Hymenoptera e as larvas são predadas por aranhas, vespas, outros besouros e vertebrados, e parasitadas por Hymenoptera (Chalcidoidea, Braconidae, Ichneumonidae) e Diptera (Tachinidae). As larvas que vivem no solo são atacadas por ácaros e nematoides, além de sofrerem ação de vários parasitoides. Os besouros aquáticos constituem uma parte apreciável da comida de peixes e muitos anfíbios. Muitos répteis e aves alimentam-se de besouros e outros insetos. Os Coleoptera também estão sujeitos a várias doenças causadas por fungos, bactérias e vírus.

Coleta e fixação

O método de coleta mais adequado depende do objetivo do coletor. Pode ser ativa, quando se procuram os espécimes, ou passiva, quando se espera pelos mesmos. O método mais simples de coleta ativa é através da localização visual, seguida pela coleta manual. Esse método, para adultos e larvas, pode ser usado na maioria dos micro-hábitats, mas não é muito eficiente para coleta geral. Besouros grandes podem ser coletados facilmente com a mão sem serem danificados, mas para besouros pequenos é mais eficiente aspirá-los em um frasco utilizando um aspirador. O aspirador bucal não deve ser usado para coletas em substratos desagradáveis, como carniça e excrementos. Nunca deve ser usado quando há riscos de inalação de organismos patogênicos, como em ninhos de mamíferos e pássaros, guano de morcegos etc. Nesses casos, deve ser usado um aspirador elétrico ou um bulbo de sucção.

Como os besouros são mais robustos que os outros insetos, uma variedade de métodos para coleta ativa pode ser utilizada sem danificá-los. O batedor consiste em bater nos galhos e arbustos com uma vara de tal modo que os insetos são deslocados e caem numa superfície preparada, o guarda-chuva entomológico. Os insetos podem ser coletados com uma pinça ou sugados com um aspirador.

A rede entomológica é usada para coletas sobre a vegetação, solo e folhagens. É mais eficiente para coletas de besouros que estão voando. Esse tipo de coleta é usado para estudos ecológicos onde é preciso comparar as amostras com base no número de vezes que a rede é passada sobre determinado local. Também pode ser utilizada na coleta de besouros aquáticos. Nesse caso, deve ser mais resistente, com moldura triangular e bolsa de tecido resistente e poroso.

A coleta passiva com armadilha luminosa em noites quentes pode atrair grande número de besouros. Para aumentar a atração dos insetos, coloca-se um lençol branco esticado junto à lâmpada (de vapor de mercúrio ou ultravioleta) geralmente posicionada próxima ao bordo superior do lençol. Para evitar a queda e perda dos insetos, dobra-se a borda inferior do lençol para cima, formando uma calha.

O funil de Berlese e o aparelho de Winkler são usados para coletar em amostras de serapilheira. São eficientes para coleta de besouros pequenos. Em ambos, a serapilheira fica suspensa em um funil com um tubo coletor preso ao fundo contendo líquido fixador. Outro método de coleta em serapilheira consiste em colocar o material em uma bandeja com água e coletar os besouros que flutuam.

Outro método também muito usado em estudos ecológicos que necessitam metodologia de coleta uniforme é o "pitfall" ou armadilha de queda. É muito eficiente para coleta de besouros noturnos que vivem no solo. Um método eficiente para coleta de besouros pequenos é a interceptação de

voo. Consiste em uma barreira feita de plástico transparente ou tela fina que, quando é colocada em uma trilha de voo, usam colisão com o septo, com os insetos caindo em um líquido fixador colocado logo abaixo. Geralmente coloca-se uma cobertura de plástico sobre a armadilha. Um tipo especial de armadilha de interceptação de voo — não muito eficiente para besouros — é conhecido como armadilha Malaise.

Um método para coleta de insetos em massa consiste na fumigação com inseticidas (termonebulização). Envolve a fumigação da copa de árvores com inseticidas piretroides e a coleta dos insetos que caem, com uma série de funis suspensos abaixo das copas, geralmente dispostos a cerca de um metro de altura do solo.

Chave para as famílias

1. Protórax com par de suturas notopleurais (Figs. 32.3, 17) separando o noto da pleura (a pleura pode estar separada do esterno por um par adicional de suturas pleurosternais). Asa membranosa com oblongo (32.12A). Tarsos sempre pentâmeros (Figs. 32.1-2, 19–24). Clava antenal nunca trímera. Comprimento do corpo maior que 1 mm **2**

— Protórax sem suturas notopleurais (Figs. 32.46, 92, 108-109, 182), parte ventral do noto (hipômero) unido diretamente ao esterno pela sutura pleurosternal, pleura reduzida e escondida. Asa membranosa com oblongo (Fig. 32.12A) ou sem oblongo (Fig. 32.12B) **3**

2(1). Metacoxa imóvel. Abdômen com seis ventritos (Figs. 32.1, 3, 17); ventritos I–III conatos; ventrito I dividido em duas ou três partes pelas metacoxas alargadas (Figs. 32.1, 17, 27). Asa membranosa, quando em repouso, não enrolada em espiral. Indivíduos aquáticos ou terrestres, formas aquáticas com corpo aerodinâmico e cerdas natatórias em pelo menos uma das pernas (Figs. 32.19–22, 25-26, 32-33), formas terrestres com órgão de limpeza das antenas nas tíbias anteriores (Fig. 32.43) ..... **Adephaga** ... **4**

— Metacoxa móvel. Abdômen com cinco ventritos. Asa membranosa, quando em repouso, com ápice enrolado em espiral. Indivíduos terrestres ..... **Archostemata** ... **9**

3(1). Asa membranosa com oblongo (Fig. 32.12a). Antena com clava curta (Fig. 32.15) com um a três antenômeros. Com 2 mm ou menos de comprimento. Habitam ambientes higropétricos ..... **Myxophaga** ... **11**

— Asa membranosa sem oblongo (Fig. 32.12b). Antena variável. Comprimento variável. Habitam hábitats diversificados .... **Polyphaga** ... **12**

4(2). Metacoxa sem expansão lateral (Figs. 32.1, 10, 37), não alcançando o élitro, de modo que a junção do metepímero com o ventrito I geralmente é visível. Antena pubescente. Região dorsal com cerdas sensoriais longas, eretas, bem desenvolvidas e em posições fixas **5**

— Metacoxa expandida lateralmente (Figs. 32.17, 27, 34, 35), alcançando o élitro, tornando a junção do metepímero com o ventrito I invisível. Antena quase totalmente glabra. Região dorsal raramente com cerdas sensoriais eretas **6**

5(4). Sutura catepisternal (sulco transversal no metasterno) ausente. Metacoxas largamente separadas entre si, de modo que uma grande parte da região mesal do ventrito I é visível entre elas (Fig. 32.37). Antena relativamente espessa e moniliforme (Figs. 32.36, 39). Cabeça, pronoto e por vezes élitros com sulcos profundos, frequentemente com micropapilas alinhadas (Fig. 32.36). Superfície com aparência fosca acinzentada ..... **10. Rhysodidae**

— Sutura catepisternal presente. Metacoxas contíguas ou moderadamente separadas, de modo que a parte exposta da região mesal do ventrito I é muito pequena ou ausente (Fig. 32.1). Antena alongada e filiforme (Figs. 32.1, 3, 40–42), raramente curta e clavada ou com os antenômeros expandidos e achatados ..... **11. Carabidae**

6(4). Metacoxa formando placa bem desenvolvida escondendo o ventrito basal e a maior parte do fêmur posterior (Fig. 32.34). Metasterno com sutura transversal distinta. Élitros com pontuação grossa formando estrias regulares .. **7. Haliplidae**

— Metacoxa sem placa ou portando uma estrutura mediana estreita que não encobre o ventrito basal nem o fêmur; porção lateral mais longa que o metasterno. Metasterno sem sutura transversal distinta. Olhos não proeminentes, em contato com a margem anterior do pronoto **7**

7(6). Olhos divididos completamente em uma região dorsal e uma ventral (Fig. 32.18). Antena muito curta e espessa (Fig. 32.18); pedicelo muito alargado. Élitro truncado, expondo pelo menos um tergito abdominal (Fig. 32.16). Perna anterior longa e raptorial. Perna média e posterior em forma de remos (Figs. 32.19-24) ..... **6. Gyrinidae**

— Olhos não divididos completamente. Antena mais longa; pedicelo não alargado. Élitro cobrindo todos os tergitos. Perna anterior mais curta e não raptorial. Pernas médias e posteriores alongadas e estreitas **8**

8(7). Dorso fortemente convexo. Escutelo não visível. Região ventral achatada. Metacoxa com placa característica cobrindo a base do trocânter (Fig. 32.35). Junção entre o metasterno e as metacoxas angulada no meio. Metepisterno não atinge as cavidades mesocoxais ..... **8. Noteridae**

— Dorso raramente mais convexo que a região ventral. Escutelo por vezes visível (Figs. 32.25, 26). Coxa posterior sem placa (Fig. 32.27). Junção entre o metasterno e as metacoxas arqueada. Metepisterno alcançando ou quase alcançando as cavidades coxais medianas ..... **9. Dytiscidae**

9(2). Inserções antenais dorsais e mais ou menos aproximadas entre si. Antena mais longa que a cabeça e o protórax juntos. Labro livre e visível. Cavidades procoxais separadas pela projeção prosternal. Tarsômero IV lobado. Superfície ventral do protórax e pterotórax com sulcos para recepção das pernas ..... **3. Cupedidae**

— Inserções antenais laterais, separadas (Fig. 32.14). Antena mais curta que a cabeça e o protórax juntos (Fig. 32.14). Labro não visível. Cavidades procoxais contíguas. Tarsômero IV não lobado. Superfície ventral sem sulcos para recepção das pernas **10**

10(9). Cabeça com área genal projetada anteriormente. Proporção entre o comprimento elitral e o comprimento pronotal variando entre 4,22 e 4,28. Antena filiforme, inteiramente subglabra. Maxila com gálea e lacínia distintas. Ventritos sem fóveas cerdosas. Protrocantino pelo menos parcialmente exposto ..... **1. Ommatidae**

— Área genal não projetada anteriormente. Proporção entre o comprimento elitral e o comprimento pronotal variando entre 3,60 e 3,78. Antena moniliforme (Fig. 32.14), parcialmente pubescente. Maxila sem lobo apical. Ventritos com pelo menos uma fóvea setosa. Protrocantino oculto .....

..... **2. Micromalthidae**

11(3). Corpo oval. Élitro cobrindo o abdômen. Abdômen com quatro ou cinco ventritos. Antena com 11 antenômeros .... **4. Torridincolidae**

— Corpo oval-alongado, achatado dorso-ventralmente (Fig. 32.15). Élitro curto, deixando três ou quatro tergitos abdominais expostos (Fig. 32.15). Abdômen com seis ou sete ventritos. Antena com nove antenômeros; antenômero IX formando clava estreita ..... **5. Hydroscaphidae**

12(3). Élitro presente, completo (Figs. 32.45, 62, 81–87), curto (Figs. 32.47, 74, 88-89) ou reduzido a uma aba (Figs. 32.68–73) ou coto sobre o mesotórax **13**

— Élitro totalmente ausente **163**

13(12). Clava antenal com 3 a 8 antenômeros; clava bem assimétrica e usualmente lamelada (Figs. 32.80–89). Cabeça não coberta pelo protórax. Procoxa bem desenvolvida, transversa ou cônica, projetando-se abaixo do esterno, trocantino oculto. Cavidade procoxal fechada externamente. Protíbia geralmente achatada, com um ou mais dentes na margem externa (Figs. 32.80–89). Tarsos pentâmeros **14**

— Clava antenal raramente com antenômeros muito assimétricos ou lamelada; se dessa forma, então clava com mais de oito antenômeros. Cabeça coberta pelo protórax. Procoxas pequena, trocantino exposto. Cavidade procoxal aberta externamente. Protíbia e tarso anterior diferentes **22**

14(13). Antenômeros da clava espessos e não formando massa compacta (Figs. 32.80-81) **15**

— Antenômeros da clava formando massa compacta (Figs. 32.82–89) **16**

15(14) Antena não geniculada (Fig. 32.81). Mento profundamente emarginado. Abdômen com cinco ou seis ventritos. Cavidade mesocoxal distintamente separada. Élitro brilhante e distintamente estriado ..... **21. Passalidae**

— Antena geniculada (Fig. 32.80). Mento não emarginado. Abdômen com cinco ventritos. Machos de muitas espécies com mandíbulas muito desenvolvidas ..... **20. Lucanidae**

16(14). Antena com 11 antenômeros; clava circular ou oval, cupuliforme. Corpo hemisférico, fortemente convexo. Protórax com ou sem armadura ..... **24. Bolboceratidae**

— Antena com menos de 11antenômeros **17**

17(16). Maioria das espécies com corpo muito contrátil, capaz de dobrar-se, assumindo o formato de bola ou pílula (Fig. 32.83). Meso e metatíbias achatadas e dilatadas (Fig. 32.83). Espécies incapazes de dobrar o corpo, com abdômen fisogástrico e meso e metatíbias achatadas; ou com protórax triangular, ângulos posteriores fortemente dilatados e sulco profundo no disco em forma de U .... **26. Ceratocanthidae**

— Corpo incapaz de dobrar-se em formato de bola. Meso e metatíbias não achatadas **18**

18(17). Esporão mesotibial mais longo pectinado em uma das margens ..... **25. Ochodaeidae**

— Esporão mesotibial mais longo não pectinado **19**

19(18). Clava trímera (Fig. 32.82), primeiro antenômero com concavidade distal para alojar o segundo ... **27. Hybosoridae**

— Clava com 3 a 7 antenômeros, primeiro antenômero plano ... **20**

20(19). Abdômen com cinco ventritos. Superfície dorsal áspera ou tuberculada, fosca. Pigídio não exposto **21**

— Abdômen com seis ventritos. Superfície dorsal variavelmente esculturada, fosca ou não. Pigídio exposto (Figs. 32.88-89) ou não ..... **28. Scarabaeidae**

21(20). Olhos não divididos pelo cantus. Clípeo com margens laterais convergindo apicalmente. Coloração castanha, cinza ou negra. Metafêmur e metatíbia não alargados, não cobrindo o abdômen ..... **22. Trogidae**

— Olhos divididos pelo cantus proeminente. Clípeo com margens laterais subparalelas a divergentes anteriormente. Coloração de castanho-avermelhada clara a escura. Metafêmur e metatíbia alargados, cobrindo quase todo o abdômen .... **23. Glaresidae**

22(13). Tarsos com 2 a 5 tarsômeros, não pseudotetrâmeros em todas as pernas. Antena, peças bucais, fêmures e metacoxas variáveis; ou tarsos pseudotetrâmeros e metacoxas com face posterior (ao menos na região mediana) distintamente separada da face ventral por carena ou saliência; ou tarsos pseudotetrâmeros, cabeça sem rostro, antena clavada (clava pode ser fraca) mas não geniculada **23**

— Tarsos pseudotetrâmeros em todas as pernas, o penúltimo tarsômero aparente lobulado ventralmente, envolvendo e quase escondendo o tarsômero IV (Fig. 32.173). Antena frequentemente longa, cabeça com rostro ou metafêmur alargado. Metacoxa com a face posterior não exposta **24**

23(22). Palpo muito curto, geralmente imóvel e pouco visível. Cabeça com rostro de comprimento variável (Figs. 32.264–266, 268-269) e/ou antena geniculada com clava compacta (Figs. 32.268-269) **24**

— Palpo longo, flexível e geralmente bem visível. Cabeça não prolongada em rostro; se rostro presente ou antena geniculada e com clava compacta, então com palpo longo e flexível **34**

24(22, 23). Antena geralmente sem clava distinta, filiforme (Fig. 32.259), moniliforme, serrada (Figs. 32.256–258) ou pectinada. Cabeça não prolongada em rostro (Figs. 32.256–258); se distintamente clavada, então clava com cinco ou mais antenômeros e comprimento da cabeça (do vértice à margem clipeal) menor ou igual a sua largura atrás dos olhos **25**

— Antena distintamente clavada; clava com quatro ou menos antenômeros; se antena moniliforme, então cabeça com rostro distinto; se clava com cinco ou mais antenômeros, comprimento da cabeça maior que a sua largura atrás dos olhos **29**

25(24). Antena geralmente ultrapassando a metade do comprimento do corpo (Fig. 32.259), frequentemente inserida em proeminência, capaz de ser defletida para trás, sobre o corpo. Maioria dos espécimes com antenômero I muito mais longo que o II (Fig. 32.259) **26**

— Antena geralmente não alcançando a metade do comprimento do corpo, raramente inserida sobre proeminência, incapaz de ser defletida sobre o corpo. Escapo raramente ultrapassando de duas a três vezes o comprimento do flagelo (Figs. 32.260–263) **28**

26(25). Metatíbia com um ou nenhum esporão (Fig. 32.258) .... **96. Vesperidae**

— Metatíbia com um par (dois) de esporões (Fig. 32.259) ... **27**

27(26). Região do ângulo apical externo da protíbia simples ou levemente projetada, sem lóbulos, dentes ou espinhos .... **95. Cerambycidae**

— Região do ângulo apical externo da protíbia com um ou mais dentes ou espinhos ..... **97. Disteniidae**

28(25). Todas as tíbias com par de esporões apicais. Fronte sem sulco em forma de 'X'. Mesonoto com ou sem área estridulatória. Lígula bem desenvolvida, membranosa e bilobada. Edeago com suportes medianos e parâmero (tégmen) bilobado .... **98. Megalopodidae**

— Pelo menos uma das tíbias sem par de esporões apicais ou fronte com sulco em forma de 'X'. Mesonoto sem área estridulatória. Lígula não como acima. Edeago sem suportes medianos ..... **99. Chrysomelidae**

29(24). Antena geniculada (Fig. 32.268–270), raramente não geniculada; clava compacta. Metatrocânter não cilíndrico; fêmur articulado obliquamente ..... **105. Curculionidae**

— Antena raramente geniculada; clava não compacta (Figs. 32.264–266) ou não evidente. Metatrocânter variável; se antena geniculada, então metatrocânter cilíndrico e articulado perpendicularmente com o fêmur **30**

30(29). Labro visível e livre. Tarsômero II sem lóbulo piloso basal. Palpo maxilar normal **31**

— Labro não livre. Tarsos variáveis. Palpo maxilar rígido ... **32**

31(30). Antena adjacente aos olhos ou inserida lateralmente no rostro curto e achatado dorso-ventralmente (Fig. 32.264). Ápice do antenômero III ultrapassando a margem anterior dos olhos (Fig. 32.264). Tíbias sem esporões ou com esporões vestigiais. Sutura pleurosternal de indistinta a obsoleta .... **101. Anthribidae**

— Antena situada distalmente em rostro longo e cilíndrico (Fig. 32.266). Ápice do antenômero III não alcançando a margem anterior do olho (Fig. 32.266). Tíbias com esporões (Fig. 32.266). Sutura pleurosternal distinta .... **100. Nemonychidae**

32(30). Antena moniliforme e corpo alongado (Fig. 32.265); ou antena alongada e clavada, corpo piriforme e metatrocânter cilíndrico e articulado perpendicularmente ao fêmur .... **104. Brentidae**

— Antena alongada, não geniculada, com 11 antenômeros, clava distinta; metatrocânter triangular ou losangular, articulado obliquamente com o fêmur **33**

33(32). Distância mínima entre a inserção da antena e o olho igual ao comprimento do flagelo. Antena posicionada lateralmente em rostro longo e quadrangular, ou situada muito próxima ao olho na base do rostro curto e robusto. Protíbia achatada apicalmente na face anterior. Metafêmur com margem dorsal leve a moderadamente curvada. Pigídio inclinado ou vertical. Élitro com estria escutelar. Tegumento frequentemente com brilho metálico ..... **103. Attelabidae**

— Antena situada muito próxima à margem anterior do olho na base do rostro longo e cilíndrico. Protíbia com região apical da face anterior com área levemente côncava preenchida por cerdas finas. Metafêmur com margem dorsal curvada, em forma de pá, quase tão largo quanto longo. Pigídio quase horizontal. Élitro sem estria escutelar. Tegumento sem brilho metálico ..... **102. Belidae**

34(23). Comprimento igual ou menor a 1,2 mm. Antena longa, fina, com clava pouco distinta (Figs. 32.52-53). Antenômeros com cerdas longas no ápice. Asa franjada com cerdas mais longas que a largura da asa (Figs. 32.52, 54) ou ausentes .... **15. Ptiliidae**

— Comprimento variável. Antena não como acima. Asa raramente franjada com cerdas mais longas que largura da asa **35**

35(34). Cabeça com par de ocelos (Fig. 32.51, 76) **36**

— Cabeça sem par de ocelos (ocelo mediano pode estar presente) **37**

36(35). Abdômen completamente coberto pelos élitros. Antena curta, não alcançando o meio do pronoto (Fig. 32.51), com nove antenômeros, clava pentâmera, pubescente (Fig. 32.50). Superfície ventral com pubescência hidrófuga .... **14. Hydraenidae**

— Um ou mais tergos abdominais descobertos. Antena curta ou longa, ultrapassando a metade do pronoto; clava antenal, se presente, nunca pentâmera. Superfície ventral desprovida de cerdas hidrófugas ..... **19. Staphylinidae**

37(35). Élitros muito curtos, deixando três ou mais tergos abdominais expostos ou inteiros (Fig. 32.232) **38**

— Élitros longos, no máximo dois tergos abdominais expostos **55**

38(37). Metatarso com um tarsômero a menos que o mesotarso .. **39**

— Metatarso e mesotarso com o mesmo número de tarsômeros **42**

39(38). Corpo muito achatado dorso-ventralmente (Figs. 32.231-232). Abdômen com cinco ventritos ..... **91. Salpingidae**

— Corpo não tão achatado. Abdômen com seis ou sete ventritos **40**

40(39). Antena de fortemente serrada a pectinada, flabelada, bipectinada ou biflabelada ..... **85. Rhipiphoridae**

— Antena no máximo levemente serrada **41**

41(40). Garras tarsais com estrutura longa e aguda ou lâmina emergindo da base, geralmente mais longas que a metade do comprimento da garra. Antena filiforme. Corpo robusto, de tegumento mole (Fig. 32.228) ..... **89. Meloidae**

— Garras tarsais simples. Antena levemente clavada (Figs. 32.68, 70). Corpo cilíndrico ..... **19. Staphylinidae**

42(38). Olhos grandes, separado frontalmente por distância menor que diâmetro do antenômero III (Fig. 32.165). Asa bem desenvolvida, dobrada longitudinalmente quando em repouso. Palpo maxilar complexo (Fig. 32.166). Largura dos antenômeros IX a XI menor que a metade da largura dos antenômeros III a V (Figs. 32.165-166) .... **57. Lymexylidae**

— Olhos separados por distância maior que o diâmetro do antenômero III. Asa, se bem desenvolvida, geralmente dobrada transversalmente. Palpo maxilar não modificado. Antenômeros não como acima **43**

43(42). Estria escutelar presente (Fig. 32.91). Dois ventritos basais conatos, embora a sutura seja nítida na região mediana (Fig. 32.92). Antena dos machos de pectinada (Fig. 32.95) a flabelada, plumosa ou serrada (Figs. 32.91, 94); serrada nas fêmeas ..... **32. Buprestidae**

— Estria escutelar ausente. Todos os ventritos livres ou quatro

conatos. Antena variável 44

44(43). Antena com clava distinta 45
— Antena sem clava 49

45(44). Mesotarso com dois, três ou quatro tarsômeros .... **19. Staphylinidae**
— Mesotarso com cinco tarsômeros 46

46(45). Antena com os quatro antenômeros apicais expandidos, formando clava assimétrica (Figs. 32.62, 65); escapo brilhante; antenômeros II a IV tomentosos. Élitro geralmente negro e alaranjado, por vezes totalmente negro. Tergito V com par de carenas longitudinais cobertas por áreas estridulatórias. Espécimes maiores que 12 mm de comprimento, geralmente com mais de 15 mm ..... **18. Silphidae**
— Antena não como acima. Tergito V sem áreas estridulatórias. Coloração variável. No máximo 12 mm de comprimento, usualmente com menos de 10 mm 47

47(46). Cavidade procoxal aberta ..... **19. Staphylinidae**
— Cavidade procoxal fechada 48

48(47). Borda lateral do pronoto completa (Fig. 32.182). Abdômen com cinco ventritos ..... **63. Nitidulidae**
— Borda lateral do pronoto incompleta. Seis ventritos .... **58. Trogossitidae**

49(44). Mesotarso com quatro ou menos tarsômeros .... **19. Staphylinidae**
— Mesotarso com cinco tarsômeros 50

50(49). Antena com 12 antenômeros, bisserrada, bipectinada ou birramosa (Fig. 32.145). Espécimes luminescentes .... **50. Phengodidae** (machos)
— Antena com menos de 12 antenômeros, de formas variáveis 51

51(50). Cabeça coberta pelo pronoto (Fig. 32.143). A maioria com órgão(s) luminescente(s) ventralmente no abdômen .... **51. Lampyridae**
— Cabeça não coberta pelo pronoto (Figs. 32.137, 146). Sem órgão luminescente 52

52(51). Pronoto com vesículas eversíveis laterais ..... **60. Melyridae**
— Pronoto sem vesículas eversíveis 53

53(52). Mesosterno com cavidade mediana, onde se aloja o espinho prosternal (Figs. 32.122-123, 126-127) ..... **48. Elateridae**
— Mesosterno desprovido de cavidade mediana 54

54(53). Élitros individualmente arredondados, não se juntando apicalmente (Fig. 32.146). Mandíbula longa e estreita (Fig. 32.149) ..... **52. Cantharidae**
— Élitros truncados, juntando-se apicalmente. Mandíbula usualmente curta e larga ..... **19. Staphylinidae**

55(37). Ápices dos dois ou três últimos antenômeros anelados, com sulcos com microcerdas (canaletas periarticulares) (em vista distal, difíceis de serem observados em espécimes muito pequenos ou com clava muito compacta). Clava distinta ou não. Protórax com margem lateral bem definida. Abdômen com cinco ou seis ventritos. Protrocantino exposto ou não. Antena com 11 antenômeros, antenômero VIII menor que o VII e IX (Fig. 32.56) ..... **16. Leiodidae**
— Antena sem canaletas periarticulares nos antenômeros da clava. Outros caracteres diferentes; se canaletas periarticulares presentes, então protocantino não exposto e antenômero VIII maior que o VII e IX 56

56(55). Mesotarso claramente com três tarsômeros ou tarsômero II com lóbulo bem desenvolvido, escondendo o tarsômero III 57
— Mesotarso com quatro ou cinco tarsômeros distintos ou tarsômero I distintamente lobado, encobrindo o II (muito pequeno) e o III, dando a impressão que o tarso possui dois ou três tarsômeros 63

57(56). Mesotarso pseudotrímero, com o tarsômero II portando lóbulos bastante desenvolvidos e encobrindo o penúltimo (III) 58
— Mesotarso trímero, tarsômero II não lobulado ou com lóbulos pouco desenvolvidos 60

58(57). Cavidade procoxal fechada. Cabeça pequena, geralmente coberta pelo protórax em forma de capuz (Figs. 32.210-211). Espécimes com menos de 2 mm ..... **78. Corylophidae**
— Cavidade procoxal aberta. Cabeça não encoberta pelo protórax. Tamanhos variáveis, com mais de 11 mm 59

59(58). Sutura fronto-clipeal distinta. Ventritos não conatos; ventrito I sem carena pós-coxal. Pronoto frequentemente com carenas sublaterais (Fig. 32.199) ..... **76. Endomychidae**
— Sutura fronto-clipeal ausente. Ventritos I e II conatos; ventrito I com carenas pós-coxais. Pronoto sem carenas sublaterais... ..... **77. Coccinellidae**

60(57). Cabeça gradualmente estreitada atrás dos olhos, sem têmporas ou pescoço. Cavidade procoxal aberta. Espécimes ovais (Figs. 32.199-200) ou ovais alongados. Base do pronoto com largura similar a da base dos élitros 61
— Cabeça com estreitamento abrupto atrás dos olhos ou têmporas, com pescoço distinto. Cavidade procoxal aberta ou fechada. Espécimes alongados ou ovais alongados. Base do pronoto distintamente mais estreita que a base dos élitros 62

61(60). Escapo mais curto que a clava; funículo mais longo que a clava. Margem posterior do último ventrito crenulada .... **74. Cerylonidae**
— Escapo longo, subigual ao comprimento da clava; funículo com três antenômeros, mais curto que o primeiro da clava ... . **76. Endomychidae**

62(60). Abdômen com seis ventritos. Cabeça estreitada imediatamente atrás dos olhos, sem têmporas. Cavidade procoxal aberta. Margem lateral do pronoto grosseiramente denteada. Trocantino exposto. Cavidade mesocoxal aberta .... **19. Staphylinidae**
— Abdômen com cinco ventritos. Cabeça com têmporas distintas (Fig. 32.212). Cavidade procoxal fechada. Margem lateral do pronoto de ausente a finamente denteada. Cavidade mesocoxal fechada ..... **79. Latridiidae**

63(56). Antena com nove antenômeros; clava formada pelos últimos cinco. Seis ou sete ventritos. Esclerito intercoxal fino entre as metacoxas. Palpo maxilar longo, se comparado à antena (Fig. 32.51). Superfície ventral com pubescência hidrófuga. Com 3 mm ou menos de comprimento ..... **14. Hydraenidae**
— Antena não como acima. Outros caracteres diferentes do

anterior 64

64(63). Antena com 6 a 10 antenômeros; três últimos formando clava tomentosa e não compacta (Figs. 32.45-46); antenômero precedente à clava cupuliforme (Fig. 32.46). Palpo maxilar geralmente mais longo que a antena (Fig. 32.46), sempre mais longo que a metade do comprimento da antena. Metacoxa com carena póstero-ventral separando a face posterior convexa da anterior e gira contra a escavação anterior do ventrito I. Face ventral da metacoxa e ventrito I em planos diferentes. Metatrocânter inserido na face ventral da coxa. Metafêmur apoiado sobre a face ventral da coxa e não sobre a posterior quando totalmente retraído ..... **12. Hydrophilidae**

— Antena variável, mas não como acima. Palpo maxilar usualmente muito mais curto que a antena. Metacoxa com configuração diferente 65

65(64). Metacoxa com face posterior distinta (pelo menos na região mediana), separada da face ventral por carena, escavada; face ventral da metacoxa não coplanar com o ventrito I. Metafêmur inserido na face posterior da coxa e alojado em cavidade coxal posterior, quando retraído. Cavidade procoxal aberta. Meso e metatarso com o mesmo número de tarsômeros 66

— Metacoxa sem face posterior distinta. Metatrocânter geralmente inserido na face ventral ou em uma pequena projeção da coxa, nunca alojado em cavidade coxal e não apoiado na face ventral da coxa quando retraído. Face ventral da metacoxa geralmente contígua com o ventrito I ou metatarso com um tarsômero a menos que o mesotarso. Cavidade procoxal aberta ou fechada 100

66(65). Abdômen com sete ou oito ventritos. Metatarso com cinco tarsômeros 67

— Abdômen com seis ventritos ou menos. Metatarso com cinco ou quatro tarsômeros 71

67(66). Cabeça com ocelo mediano ..... **54. Dermestidae**

— Cabeça sem ocelo mediano 68

68(67). Antena com 12 antenômeros birramosos (Fig. 32.145). Espécimes luminescentes ..... **50. Phengodidae** (machos)

— Antena com 11 antenômeros simples, unirramosos ou birramosos 69

69(68). Mesocoxas distintamente separadas. Élitro geralmente reticulado ou pelo menos levemente carenado. Fêmur e/ou tíbia achatados (Fig. 32.142). Pronoto com carena longitudinal mediana distinta ou sulco ou depressão, ocasionalmente restrita a base do disco ..... **49. Lycidae**

— Mesocoxas contíguas ou quase. Élitros não reticulados. Fêmur e tíbia raramente achatados. Pronoto raramente com carena longitudinal mediana distinta, sulco ou depressão ... 70

70(69). Pronoto expandido anteriormente cobrindo a cabeça (Fig. 32.143). Um ou mais ventritos frequentemente com órgãos luminescentes (mais evidentes nos machos). Distância entre as inserções antenais igual ou menor que o diâmetro da fossa antenal (Fig. 32.144) ..... **51. Lampyridae**

— Cabeça não encoberta pelo pronoto (Fig. 32.146); se encoberta, então inserções separadas por distância aproximadamente igual ao dobro do diâmetro da fossa antenal (Fig. 32.146). Abdômen sem órgãos luminescentes, com aberturas glandulares nas laterais dos tergitos .... **52. Cantharidae**

71(66). Ângulo posterior do pronoto agudo, avançando sobre o úmero. Metatarso pentâmero. Três ou mais ventritos conatos. Protórax móvel dorso-ventralmente. Espinho prosternal longo, fendido dorsalmente, alojado em cavidade mesocoxal durante o salto; se o mecanismo de salto não pode ser observado porque a porção visível do espinho prosternal é achatada ventralmente e esta alojada profundamente na cavidade meso-ventral, então sutura pleurosternal ou o hipômero com sulcos onde as antenas se alojam 72

— Ângulo posterior do pronoto não agudo, não avançando sobre o úmero ou, raramente, levemente pontudo e avançando ligeiramente sobre o úmero. Metatarso com cinco ou quatro tarsômeros. Ventritos variáveis. Espinho prosternal variável; se bem desenvolvido e alojado profundamente na cavidade meso-ventral, então o ápice não é fendido dorsalmente e os espécimes não são capazes de saltar; se o espinho prosternal é bem desenvolvido e alojado profunda e firmemente na cavidade meso-ventral e a região ventral do protórax com sulcos onde se alojam as antenas, então o metatarso com quatro tarsômeros 74

72(71). Labro não visível (Figs. 32.104, 106-107). Abdômen com cinco ventritos conatos (Fig. 32.104) ..... **46. Eucnemidae**

— Labro livre e visível (Figs. 32.110, 116). Abdômen com três, quatro ou cinco ventritos conatos (Figs. 32.108-109, 114-115) 73

73(72). Antena de indistinta a distintamente clavada; ápice alojado em cavidade marginada na região póstero-lateral do hipômero, imediatamente antes das pernas retraídas. Metasterno com ou sem sulco oblíquo marginado para recepção do mesotarso. Mecanismo de salto encoberto pela superfície ventral achatada do espinho prosternal, que se aloja firmemente na porção exposta da cavidade meso-ventral. Élitro fortemente estriado e recoberto por cerdas subrecumbentes e sedosas. Abdômen com cinco ventritos conatos. Comprimento de 1 a 5 mm ..... **47. Throscidae**

— Antena variável, filiforme, serrada (Figs. 32.131–138), pectinada etc., mas não clavada. Sulco antenal, se presente, sobre ou próximo à sutura pleurosternal (Fig. 32.117). Metasterno sem sulcos marginados; se o mecanismo de salto está encoberto como acima, então élitros não são fortemente estriados e as cerdas são suberetas. Abdômen com três ou quatro ventritos conatos. Comprimento de 1 a 160 mm .... **48. Elateridae**

74(71). Cavidade mesocoxal fechada lateralmente; meso e metasterno encontrando-se lateralmente à mesocoxa, ou antena alongada, antenômeros III a VIII com ramo longo, IX a XI achatados, alongados–serrados (Figs. 32.162, 164). Pronoto geralmente em forma de capuz, cobrindo a cabeça (Fig. 32.164) 75

— Cavidade mesocoxal aberta lateralmente; meso e metasterno separados lateralmente pelo mesepímero ou mesepímero e metepímero. Antena não como acima. Pronoto variável .. 76

75(74). Metatrocânter cilíndrico, curto ou longo, articulado perpendicularmente com o fêmur, separando distintamente a coxa e o fêmur (Fig. 32.164) ..... **56. Anobiidae**

— Metatrocânter curto, triangular, articulado obliquamente com o fêmur, de modo que o fêmur e a coxa são adjacentes ou estreitamente separados em um dos lados ..... **Bostrichidae**

76(74). Margem anterior do escutelo com carena abruptamente elevada, que coincide com a margem posterior do pronoto, ou escutelo ausente ou não visível 77

— Margem anterior do escutelo não elevada, sendo sobreposta pela margem posterior do pronoto **96**

77(76). Procoxa geralmente cônica ou cônico–transversa, projetando-se forte e distintamente para baixo a partir do prosterno, com um terço ou mais do comprimento dorso-ventral da projeção prosternal **78**

— Procoxa fracamente ou não projetada para baixo a partir do prosterno; se cônica, então transversal e ligeiramente ou não projetada para baixo **80**

78(77). Antena com clava distinta, simples e com três antenômeros **79**

— Antena com conformação diversa, mas sem clava, com três antenômeros **83**

79(78). Superfície dorsal glabra (Fig. 32.151). Corpo contrátil. Protíbia alojada anteriormente ao profêmur em cavidade hipomeral e cobrindo a antena quando retraída (Figs. 32.152-153) ..... **53. Nosodendridae**

— Superfície dorsal variavelmente pubescente, cerdosa ou escamiforme. Corpo não fortemente contrátil. Protíbia alojada posteriormente ao profêmur, clava antenal não coberta pelas pernas quando retraídas ..... **54. Dermestidae**

80(77). Base do pronoto crenulado. Margem anterior do escutelo com fenda mediana. Labro grande, esclerosado e alojado sobre as mandíbulas ..... **41. Ptilodactylidae**

— Base do pronoto simples. Margem anterior do escutelo sem fenda mediana. Labro curto e membranoso ou estendendo–se entre e abaixo das mandíbulas **81**

81(80). Empódio escondido entre as bases das garras ou ausente. Base do pronoto quase reta ..... **40. Cneoglossidae**

— Empódio grande, medindo um terço do comprimento da garra pluricerdosa. Base do pronoto distintamente sinuosa junto ao escutelo **82**

82(81). Tarsômeros I a IV com lóbulos grandes, membranosos e divididos. Antena lamelada nos machos ou gradativamente serrada em direção ao ápice nas fêmeas ..... **31. Rhipiceridae**

— Tarsômeros simples, sem lóbulos ventrais. Antena de serrada a pectinada ou flabelada (Fig. 32.101) ..... **43. Callirhipidae**

83(78). Cabeça com ocelo mediano ..... **54. Dermestidae**

— Cabeça sem ocelo mediano **84**

84(83). Antena curta, não alcançando o meio do pronoto (Fig. 32.98). Escapo e pedicelo relativamente longos, juntos medindo aproximadamente um terço ou mais do comprimento da antena. Antenômeros transversos a partir do III. Corpo densamente tomentoso **85**

— Antena de curta a longa. Escapo e pedicelo mais curtos que um terço do comprimento da antena. Antenômeros do III ao último de forma variável. Revestimento do corpo diverso **87**

85(84). Cabeça distintamente prognata (Fig. 32.98), com mandíbulas projetadas para frente. Profêmur expandido medianamente, com espinhos fortes na margem externa. Mesotarso com quatro tarsômeros ..... **38. Heteroceridae**

— Cabeça distintamente hipognata, com mandíbulas voltadas para baixo ou escondidas. Profêmur simples, não expandido medianamente e sem espinhos fortes na margem externa. Mesotarso com cinco tarsômeros **86**

86(85). Metasterno com carena pós-coxal limitando a porção retrátil da mesotíbia. Antena escondida em sulco subocular e cavidade entre a cabeça e o pronoto. Corpo oval (Fig. 32.97) .... **36. Lutrochidae**

— Metasterno sem carena pós-coxal. Antena não escondida; sulco subocular pouco desenvolvido ou ausente .... **35. Dryopidae**

87(84). Escapo e pedicelo alojados em sulco no prosterno, mesosterno localizado entre a pró e mesocoxa. Pedicelo mais longo que o escapo; escapo e pedicelo juntos medindo mais que dois terços do comprimento do flagelo. Corpo muito contrátil, todas as pernas alojadas em sulcos quando retraídas. Mesotarso pentâmero; tarsômero III com lobo longo; tarsômero IV pequeno e, por vezes, difícil de ver (tarso pseudotetrâmero) ..... **42. Chelonariidae**

— Antena não alojada em sulco entre a pró e a mesocoxa. Outros caracteres antenais não como acima. Mesotarso geralmente não pseudotetrâmero **88**

88(87). Cabeça com carena subgenal que se ajusta à procoxa quando a cabeça está contraída ..... **30. Scirtidae**

— Cabeça sem carena subgenal. Gena sem contato com a procoxa **89**

89(88). Ventritos I e II conatos; a sutura entre eles pode ser obliterada medianamente (Fig. 32.92); se a sutura entre os ventritos I e II não é indistinta na região mediana, então a sutura pleurosternal é pelo menos moderadamente sulcada para receber a antena **90**

— Todos os ventritos livres, ou três ou quatro ventritos conatos. Suturas pleurosternal e entre os ventritos variáveis **91**

90(89). Sutura entre os dois ventritos basais distinta medianamente. Mesotarso com empódio pequeno e bicerdoso. Antena de filiforme a distintamente clavada. Corpo fortemente convexo ..... **33. Byrrhidae**

— Sutura entre os dois ventritos basais pouco distinta ou ausente (Fig. 32.92). Mesotarso sem empódio. Antena serrada (Figs. 32.91, 94-95), pectinada ou flabelada ..... **32. Buprestidae**

91(89). Pernas retráteis (Fig. 32.152), geralmente com cavidades no hipômero, mesosterno e ventritos para alojá-las; perna anterior girada para frente quando em repouso e tíbia posicionada anteriormente ao fêmur (Fig. 32.152). Profêmur com carena na face posterior cobrindo a escavação tibial. Protíbia com sulco para recepção do tarso **92**

— Se pernas retráteis, então protíbia posicionada posterior ou ventralmente ao fêmur. Carena profemoral, se presente, localizada na face anterior **93**

92(91). Mento muito esclerosado, expandido, cobrindo o lábio e a maxila (Fig. 32.152). Cabeça incapaz de curvar-se para baixo. Antena alojada em depressão no hipômero, coberta pela perna anterior. Ventritos I e II com depressões onde se alojam as pernas metatorácicas. Mesotíbia com espinhos marginais. Comprimento de 4 a 9 mm ..... **53. Nosodendridae**

— Mento não como acima. Cabeça geralmente retrátil no protórax até a margem anterior dos olhos. Antena alojada em cavidade protorácica abaixo da cabeça, em cavidade externa no pronoto, parcialmente em fenda na sutura hipomeral ou sob a perna em depressão no hipômero. Cavidade para alojamento da perna mesotorácica, se presente, limitada ao ventrito I. Margem da mesotíbia não espinosa. Comprimento de 1 a 2 mm ..... **37. Limnichidae**

93(91). Élitros com projeção digitiforme na margem lateral da face ventral, próximo à curva subapical, encaixando-se no ventrito V ..... **44. Artematopodidae**
— Élitros sem o mecanismo de encaixe acima **94**

94(93). Disco do pronoto com par de impressões basais. Aparelho de salto presente. Dois pares de carenas pós-coxais no ventrito I ..... **46. Eucnemidae**
— Disco do pronoto desprovido de impressões basais. Sem aparelho de salto e carenas pós-coxais no ventrito I **95**

95(94). Margem posterior do pronoto simples (Fig. 32.96). Último tarsômero muito mais longo que os demais, usualmente alcançando metade ou mais do comprimento do tarso .... **34. Elmidae**
— Margem posterior do pronoto crenulada. Último tarsômero com comprimento similar ao tarsômero I .. **39. Psephenidae**

96(76). Cabeça com carena subgenal que se ajusta com a procoxa quando a cabeça está contraída. Prosterno estreito em frente às coxas, mais curto que o prolongamento intercoxal .... **30. Scirtidae**
— Cabeça sem carena subgenal e gena usualmente não entrando em contato com a procoxa. Prosterno estreito em frente às coxas, quase ou tão longo quanto o prolongamento intercoxal **97**

97(96). Placa metacoxal larga, achatada, mais longa que o metasterno na região mediana, escondendo a maior parte do metafêmur quando o corpo está completamente distendido .... **29. Eucinetidae**
— Placa metacoxal estreita, formando placa paralela ou carena simples. Metafêmur completamente visível **98**

98(97). Comprimento do corpo quatro ou mais vezes a largura máxima. Palpo maxilar dos machos multilobulado (Fig. 32.166) ..... **57. Lymexylidae**
— Comprimento do corpo no máximo igual a 2,5 vezes a maior largura do corpo. Palpo maxilar não ramificado **99**

99(98). Projeção prosternal intercoxal completa, iniciando atrás da coxa e indo até o mesosterno. Parte posterior do hipômero não se estendendo atrás da coxa. Epipleura elitral com margem interna carenada, que se estende até a sutura. Cabeça com fronte estreitada. Margem clipeal anterior reta. Ventritos I a III conatos ..... **39. Psephenidae**
— Projeção prosternal intercoxal incompleta, não ultrapassando a metade da coxa. Parte posterior do hipômero variável antes da coxa. Epipleura elitral estreitada antes da sutura. Cabeça com fronte não estreitada e borda clipeal anterior emarginada (Fig. 32.63). Todos os ventritos livres .... **18. Silphidae**

100(65). Metacoxas amplamente separadas por projeção intercoxal do ventrito I, largo e truncado **101**
— Projeção intercoxal do ventrito I ausente, pontudo ou arredondado **103**

101(100). Cavidade mesocoxal aberta lateralmente, com mesepisterno integrando a cavidade coxal ..... **12. Hydrophilidae**
— Cavidade mesocoxal aberta ou não; se aberta, somente o mesepímero integrando a cavidade coxal **102**

102(101). Antena geniculada (Fig. 32.49); clava trímera. Élitros curtos e truncados, deixando expostos dois tergos rígidos. Corpo compacto (Figs. 32.47-48) ..... **13. Histeridae**
— Antena não geniculada, clavada ou não. Raramente dois tergos não encobertos pelos élitros; se dois tergos expostos, então flexíveis e o corpo não é oval ou é cilíndrico e compacto **103**

103(100, 102). Procoxa com trocantino exposto **104**
— Protocantino oculto ou ausente **120**

104(103). Metacoxa estendendo-se lateralmente, alcançando a epipleura elitral ou a lateral do corpo. Junção entre o metatórax e o ventrito I não visível **105**
— Metacoxa não alcançando o élitro ou a lateral do corpo. Região de contato entre o metatórax e o ventrito I visível lateralmente à coxa **110**

105(104). Metatarso com cinco tarsômeros **106**
— Metatarso com quatro tarsômeros **149**

106(105). Cabeça com têmporas e carena occipital distintas; carena occipital ajusta-se firmemente ao pronoto; cabeça contraída na região posterior em um pescoço distinto (difícil de observar quando a cabeça está retraída e a carena occipital e as têmporas se juntam com o pronoto). Élitros com estria sutural bem marcada, outras estrias não evidentes. Antena com 11 antenômeros; clava gradual, tri ou tetrâmera. Machos com cinco ventritos e fêmeas com quatro ventritos ..... **16. Leiodidae**
— Cabeça sem carena occipital e não constrita posteriormente. Élitros estriados ou não, mas não como acima. Antena variável. Pelo menos 5 ventritos **107**

107(106). Projeção prosternal, entre as coxas, distintamente mais elevada que o prosterno, ápice distintamente curvado para cima, alcançando as extensões pós-coxais do hipômero. Escleritos cervicais ausentes. Antena não clavada. Élitros glabros ou subglabros. Comprimento entre 8 a 150 mm .... **95. Cerambycidae**
— Projeção prosternal não elevada entre as coxas e com ápice não curvado para cima. Escleritos cervicais presentes. Antena clavada ou não. Élitros de densa a esparsamente cerdosos, subglabros ou glabros. Comprimento entre 1 a 24 mm **108**

108(107). Procoxa não se projetando distintamente abaixo do prolongamento intercoxal, larga e transversa. Antena distintamente clavada. Protórax com margem lateral aguda (Fig. 32.167); se coxa levemente projetada, então antena fracamente clavada e tarsos não lobados ventralmente .... **58. Trogossitidae**
— Procoxa projetando-se distintamente abaixo do prolongamento intercoxal, cônica ou transversa. Antena variável. Margem do protórax variável; se procoxa só ligeiramente projetada, então antena ligeiramente clavada e tarsos lobados ventralmente **109**

109(108). Tarsos não lobados ventralmente. Cavidade procoxal transversa. Labro de subtruncado a convexo, arredondado (Fig. 32.176) ou agudo. Olhos não emarginados (Fig. 32.176). Antenas raramente com clava apical distinta (Figs. 32.175, 177); se distinta, com cinco ou mais antenômeros. Élitros usualmente com pontuação não organizada. Pronoto e abdômen com glândulas eversíveis ..... **60. Melyridae**
— Tarsos com um ou mais tarsômeros lobados (Fig. 32.173). Cavidade procoxal circular, alongada ou

levemente transversa. Labro de subtruncado a convexo ou profundamente emarginado (Figs. 32.171, 174). Olhos frequentemente emarginados (Figs. 32.171, 174). Antena geralmente clavada; clava com um ou mais antenômeros (Figs. 32.171-172, 174). Élitros com estrias pontuadas. Pronoto e abdômen sem glândulas eversíveis ..... **59. Cleridae**

110(104). Élitros curtos, deixando expostos completamente um ou mais tergitos (Figs. 32.180-181) **111**
— Élitros cobrindo todos os tergitos ou, no máximo, deixando exposto um tergito **113**

111(110). Palpo labial não articulado. Projeção prosternal elevada entre as coxas e fortemente curvado dorsalmente ..... **62. Kateretidae**
— Palpo labial trímero. Projeção prosternal achatada ou elevada entre as coxas, mas não curvado fortemente .. **112**

112(111). Antena com dez antenômeros, clava com um único antenômero. Comprimento dos élitros igual a duas vezes a largura ..... **64. Monotomidae**
— Antena com 10 ou 11 antenômeros, clava com três ou mais antenômeros (Figs. 32.180–182). Comprimento dos élitros menor que duas vezes a largura ..... **63. Nitidulidae**

113(110). Mesotarso tetrâmero. Lobos tarsais, se presentes, pequenos e não escondendo o penúltimo tarsômero **114**
— Mesotarso pentâmero; tarsômero IV geralmente escondido por lobo basal do tarsômero III (tarso pseudotetrâmero) **116**

114(113). Margem lateral do pronoto crenuladas. Inserção antenal não visível quando a cabeça é vista por cima (Figs. 32.215-216) ..... **82. Ciidae**
— Margem lateral do pronoto lisa ou com denticulação diminuta. Inserção antenal visível quando a cabeça é vista por cima **115**

115(114). Corpo quase esférico, capaz de dobrar-se assumindo o formato de bola. Mandíbula apoiada sobre o metasterno quando retraída ..... **63. Nitidulidae**
— Corpo achatado, cilíndrico, nunca esférico (Fig. 32.213) ... . **80. Mycetophagidae**

116(113). Antena com dez antenômeros, os últimos formando clava (Fig. 32.191) ..... **64. Monotomidae**
— Antena com 10 ou 11 antenômeros; se clavadas, então clava com dois ou mais antenômeros **117**

117(116). Corpo extremamente achatado dorso-ventralmente. Élitros quase paralelos; disco achatado entre duas carenas laterais arqueadas que se estendem do úmero ao ápice. Espécimes grandes (maiores que 10 mm), avermelhados, com têmporas expandidas (Fig. 32.192); ou pequenos (menores que 5 mm), castanho-opacos, sem têmporas **67.Cucujidae**
— Corpo não tão achatado. Élitros arqueados transversalmente, não se encaixando na descrição acima **118**

118(117). Superfície dorsal da mandíbula com tubérculo que se encaixa em cavidade no clípeo; micângia (cavidade cerdosa presente na base associada a glândulas para transporte de fungos) não visível com a mandíbula fechada. Élitro com estria escutelar. Clava antenal dí ou trímera. Corpo de oval a cilíndrico ..... **61. Sphindidae**
— Mandíbula sem micângia dorsal. Élitro com ou sem estria escutelar. Antena e corpo com formato variável **119**

119(118). Antena com clava distinta. Meso e metatarsos com mesmo número de tarsômeros ..... **63. Nitidulidae**
— Antena distintamente clavada ou não. Metatarso com um tarsômero a menos que o mesotarso **149**

120(103). Inserção antenal encoberta dorsalmente por expansão lateral da fronte (Figs. 32.234, 237, 239-240, 243, 249–255). Ventritos I a III conatos; ventritos IV e V móveis. Cavidade procoxal fechada por projeção da região posterior do hipômero. Espinho procoxal não expandido lateralmente no ápice para fechar a cavidade coxa. Antena geralmente com 11 antenômeros (Figs 246–248) (raramente com 9 ou 10) ..... **87. Tenebrionidae**
— Combinação de caracteres diferentes **121**

121(120). Ventritos I a IV conatos **122**
— Menos de quatro ventritos conatos **123**

122(121). Antena serrada ou pectinada. Metacoxa alcançando a epipleura lateralmente. Projeção intercoxal do prosterno longa e com ápice fendido, alojada em cavidade mesoventral profunda, formando mecanismo de salto. Último ventrito sem sulco submarginal. Mento sem tufo de cerdas ... . **45. Cerophytidae**
— Antena moniliforme ou clavada, com inserção não visível dorsalmente (Figs. 32.223-224). Metacoxa não alcançando a epipleura (Fig. 32.225). Projeção prosternal ampla, alargada apicalmente. Último ventrito com sulco submarginal. Machos frequentemente com tufos de cerdas .... **86. Zopheridae**

123(121). Metatarso pentâmero; tarsômero I reduzido e geralmente difícil de ser observado; metatarsômero I escondido em escavação da tíbia; se inserção metatarsal completamente exposta, então metatarsômero I menor que 1/4 do comprimento do metatarsômero II. Élitros cobrindo o pigídio (Fig. 32.163). Clava antenal com dois a quatro antenômeros, distinta ou alongada e pouco compacta (Figs. 32.160–162). Outras combinações: (i) cabeça leve a distintamente hipognata; pronoto em forma de capuz, projetando-se anteriormente (Fig. 32.159); (ii) cabeça prognata; projeção intercoxal do ventrito I truncado; metacoxa amplamente separada, alcançando o élitro lateralmente, separando o metatórax e o ventrito I; (iii) cabeça prognata; procoxa transversal e cilíndrica, projetando-se lateralmente; perna anterior inserida e direcionada para a região lateral; fêmur e trocânter grandes ..... **55. Bostrichidae**
— Tarsômero I não tão reduzido como no item anterior. Outros caracteres variáveis; se metatarsômero I reduzido em relação ao II, então pronoto não tem forma de capuz e cabeça não hipognata; ou metatarso tetrâmero, pigídio exposto, ventrito I não amplamente truncado entre as coxas; procoxa não transversa e cilíndrica e não projetada lateralmente **124**

124(123). Mesotarso tetrâmero **125**
— Mesotarso pentâmero ou pseudotetrâmero **136**

125(124). Cavidade mesocoxal fechada lateralmente **126**
— Cavidade mesocoxal aberta lateralmente **132**

126(125). Inserção antenal não visível quando a cabeça é vista dorsalmente 127
— Inserção antenal visível quando a cabeça é vista dorsalmente 128

127(126). Olho geralmente presente; se ausente, então élitros com tubérculos achatados ..... **86. Zopheridae**
— Olho ausente. Élitros lisos ..... **91. Salpingidae**

128(126). Abdômen com seis ventritos. Pronoto geralmente bem desenvolvido, em forma de capuz (Figs. 32.209–211), cobrindo total ou parcialmente a cabeça. Pigídio usualmente exposto (Figs. 32.210-211). Epipleura incompleta. Sutura fronto-clipeal ausente (Fig. 32.209). Menos de 2 mm de comprimento ..... **78. Corylophidae**
— Abdômen com cinco ou seis ventritos. Pronoto nunca em forma de capuz, cabeça totalmente visível quando vista por cima. Pigídio, epipleura e sutura fronto-clipeal variáveis; se abdômen com seis ventritos, então comprimento igual ou maior a 4 mm e sutura fronto-clipeal presente 129

129(128). Antena longa, alcançando ou ultrapassando a região mediana do pronoto; clava pouco compacta (Figs. 32.199-200). Pronoto geralmente com par de carenas ou sulcos sublaterais estendendo-se a partir da margem lateral de par de depressões basais (Fig. 32.199). Corpo usualmente de oval a arredondado ..... **76. Endomychidae**
— Antena curta, não alcançando a região mediana do pronoto; clava compacta; se pronoto com par de carenas ou sulcos sublaterais, então com uma depressão mediana e corpo alongado 130

130(129). Margem posterior do último ventrito crenulada ou corpo distintamente oval, seu comprimento não ultrapassando duas vezes a largura máxima. Metatrocânter articulado obliquamente com o fêmur, separando distintamente a coxa do fêmur ..... **74. Cerylonidae**
— Margem posterior do último ventrito não crenulada. Outros caracteres diferentes dos acima 131

131(130). Comprimento do corpo pelo menos 2,75 vezes a largura máxima. Proporção entre o comprimento e a largura máxima do pronoto entre 0,6 e 1,5. Mesosterno completamente separado do mesepisterno. Metatrocânter deslocado de modo que o fêmur e a coxa estão em contato ou separados por faixa estreita ..... **73. Bothrideridae**
— Comprimento do corpo no máximo 1,8 vezes a largura máxima. Proporção entre o comprimento e a largura máxima do pronoto entre 0,3 e 1,6. Mesosterno parcial ou completamente fundido com o mesepisterno. Articulação do trocânter posterior com a coxa fortemente oblíqua .... **75. Discolomatidae**

132(125). Metacoxas separadas por mais da metade do diâmetro transversal da coxa 133
— Metacoxas separadas por menos da metade do diâmetro transversal da coxa 134

133(132). Fechamento da cavidade procoxal estreito. Pro e mesocoxas transversas. Mandíbula alojada em cavidade quando fechada, não visível lateralmente. Antena com nove antenômeros; os cinco últimos formando uma clava (Figs. 32.209–211). Pronoto não sulcado ou carenado no disco. Com menos de 2 mm de comprimento ..... **78. Corylophidae**
— Cavidade procoxal estreita a aberta. Pro e mesocoxas de arredondadas a levemente transversas. Mandíbula visível lateralmente. Antena com 8 a 11 antenômeros; se clavada, então clava com um, dois ou três antenômeros. Pronoto geralmente com sulcos ou carenas submarginais, principalmente na região basal (Fig. 32.199). Comprimento entre 1 a 10 mm; se menor que 2 mm e carenas e sulcos pronotais ausentes, então antena com 10 ou 11 antenômeros e clava com um ou dois ..... **76. Endomychidae**

134(132). Ventrito I sem projeção intercoxal; nenhuma região estendendo–se entre as coxas e sem cavidade metacoxal marginada. Metacoxa cônica e projetada. Corpo mole. Parte pequena e triangular do ventrito II visível lateralmente. Comprimento entre 5 a 12 mm ..... **55. Bostrichidae**
— Ventrito I com projeção intercoxal e com cavidade metacoxal marginada. Metacoxa transversa. Corpo esclerosado. Ventrito I fechando o ângulo formado entre a metacoxa e o abdômen, não dividido pelas metacoxas. Comprimento entre 0,5 a 6,5 mm de comprimento 135

135(134). Corpo oval-alongado, ligeiramente cilíndrico (Figs. 32.215-216). Pronoto usualmente muito convexo, sem depressões ou impressões, a margem direcionada para baixo (Figs. 32.215-216). Cabeça e pronoto, nos machos, frequentemente com cornos e tubérculos. Antena com 8 a 10 antenômeros, clava com dois a três antenômeros (Figs. 32.215-216). Machos com fóvea pilosa nos ventritos basais. Cabeça sem têmporas ou pescoço ..... **82. Ciidae**
— Corpo de oval a oval-alongado, de modo geral levemente achatado dorso-ventralmente. Pronoto transverso e levemente convexo, margens direcionadas lateralmente (Fig. 32.213), com um par de depressões ou impressões basais na região escutelar (por vezes em sulcos marginais, difíceis de serem discernidos). Cabeça e pronoto sem cornos ou tubérculos. Antena com 11 e clava 2 a 5 antenômeros (Fig. 32.213). Todos os ventritos livres, sem fóvea pilosa .... **80. Mycetophagidae**

136(124). Abdômen com seis ventritos. Metatarso pentâmero. Palpômero maxilar terminal (IV) mais curto e mais estreito que o penúltimo; forma do palpo característica. Comprimento de 0,6 a 3 mm ..... **17. Scydmaenidae**
— Abdômen com quatro ou cinco ventritos. Metatarso com número variável de tarsômeros. Palpômero maxilar terminal (III ou IV) tão largo quanto ou mais largo, ou tão longo ou mais longo que o penúltimo. Comprimento variável 137

137(136). Cada lado da região pré-gular com depressão cerdosa ou cavidade próxima ao final do sulco antenal. Ventrito I com carenas pós-coxais ..... **72. Biphyllidae**
— Região pré-gular sem depressão ou cavidade. Sulco antenal e carenas pós-coxais variáveis 138

138(137). Ventrito I muito mais longo que o II (medido atrás da coxa). Élitros sem estrias pontuadas ou impressas (traços de estrias ocasionalmente visíveis através da cutícula, mas não expressa na superfície). Epipleura distinta na metade basal, não alcançando o ápice (geralmente estreitada próximo ao ventrito III). Gena carenada, projetando-se entre os olhos e o mento. Élitros completos, deixando exposto, no máximo, o ápice do último tergito; seu ápice com sutura dupla ou brecha subapical devido à borda ampla do sistema de encaixe ..... **70. Cryptophagidae**

— Com outra combinação de caracteres ou ventrito I mais curto que o II; élitros estriados com epipleura completa alcançando o ápice; genas achatadas entre os olhos e o mento; ou élitros deixando exposta a maior parte do pigídio 139

139(138). Metatrocânter transversa ou obliquamente articulado ao fêmur, separando distintamente o fêmur da coxa 140
— Metatrocânter obliquamente articulado ao fêmur e deslocado de modo que o fêmur fique contíguo à coxa 149

140(139). Inserções antenais aproximadas ou separadas por menos da metade da largura da cabeça atrás dos olhos e pronoto sem carenas laterais. Metatarso pentâmero. Metatrocânter alongado, cilíndrico ..... **56. Anobiidae**
— Combinação de inserções antenais aproximadas e ausência de carenas pronotais laterais não ocorre. Outros caracteres variáveis 141

141(140). Pronoto com carenas ou sulcos sublaterais que se estendem da base até a região mediana ou frequentemente até a margem anterior. Margem lateral do pronoto lisa, ondulada ou com alguns ângulos obtusos, não denticulada ou serrada. Cabeça frequentemente com carenas sublaterais que se estendem da margem mediana do olho até o pronoto. Cabeça não constricta em pescoço distinto. Corpo de oval a alongado, de subcilíndrico a fortemente achatado dorso-ventralmente ..... **68. Laemophloeidae**
— Pronoto geralmente sem carenas ou sulcos sublaterais; cabeça variável; se carenas sublaterais indo da base até ou além da região mediana do pronoto, então margem lateral finamente denticulada, ângulo anterior agudo e projetado e/ou cabeça nitidamente constricta atrás de têmporas pequenas. Corpo variável 142

142(141). Cavidade mesocoxal aberta lateralmente 143
— Cavidade mesocoxal fechada lateralmente 145

143(142). Antena com dez antenômeros, distintamente clavada (Fig. 32.191). Élitros encurtados, deixando o pigídio completamente exposto. Cabeça abruptamente constrita, formando pescoço. Comprimento entre 1 e 4 mm .... **64. Monotomidae**
— Não se encaixando em um ou mais dos caracteres acima 144

144(143). Corpo alongado, achatado. Meso e metatarso com o mesmo número de tarsômeros. Cabeça usualmente com têmporas distintas antes de pescoço constrito. Cavidade da procoxa fechada atrás; se aberta, então élitros achatados ou com interestria entre estrias VI e VII leve a fortemente côncava. Estria escutelar presente. Base da mandíbula com depressão dorsal cerdosa (micângia) escondida sob o clípeo quando em repouso. Antena filiforme; escapo mais de três vezes o comprimento do pedicelo (Fig. 32.189) ..... **65. Silvanidae**
— Metatarso com um tarsômero a menos que o mesotarso. Outros caracteres variáveis 149

145(142). Corpo brilhante, oval e fortemente convexo. Pronoto circundando firmemente os élitros, com borda fina e levemente transparente, que se estende sobre área lisa na base dos ângulos umerais; esta área dos élitros delimitada por uma carena fina. Pronoto e élitros com hipômero e epipleura amplos, margens laterais finas, expandidas, fortemente voltadas para a região ventral, ultrapassando a procoxa. Garras denteadas ou apendiculadas .... **69. Phalacridae**
— Corpo não ou levemente oval. Pronoto não coadaptado aos élitros como acima, sem borda que se estende sobre os úmeros; margens laterais do pronoto e élitros direcionadas mais lateral do que ventralmente em relação à procoxa e à epipleura. Garras tarsais denteadas somente em grupos com pronoto estreitado posteriormente 146

146(145). Meso e metatarsos com o mesmo número de tarsômeros. Cabeça com margens laterais ornamentadas 147
— Mesotarso com um tarsômero a mais que o metatarso. Cabeça sem ornamentação lateral 149

147(146). Suturas gulares confluentes e gena expandida anteriormente, em forma de placa, encobrindo a maxila (Fig. 32.186) .... **66. Passandridae**
— Suturas gulares separadas ou ausentes. Gena não expandida 148

148(147). Cavidade procoxal geralmente aberta atrás. Palpômero maxilar terminal estreito e alongado; se cavidade procoxal fechada atrás, então fechamento ocorre por uma extensão do hipômero. Pronoto levemente estreitado na base. Comprimento menor que 3 mm ..... **71. Erotylidae (Languriinae)**
— Cavidade procoxal fechada atrás por expansão lateral da projeção prosternal. Palpômero maxilar terminal geralmente securiforme ou estreito e alongado. Comprimento de 3 a 22 mm ..... **71. Erotylidae (outros)**

149(105, 119, 139, 144, 146). Último segmento do abdômen formando espinho terminal (Figs. 32.220-221). Corpo cuneiforme, com corcunda dorsal (Fig. 32.221). Cabeça retraída em posição hipognata (Fig. 32.221). Metatíbia e metatarso geralmente com carenas pectinadas subapicais nas faces laterais ..... **84. Mordellidae**
— Abdômen não prolongado em espinho terminal. Corpo não como acima. Metatíbia e metatarso sem carenas pectinadas laterais; se presentes, então apicais 150

150(149). Garras tarsais com lâmina ou lobo alongado ventral. Cabeça abrupta ou gradualmente constrita atrás dos olhos, formando pescoço distinto ..... **89. Meloidae**
— Garras tarsais sem lâmina ou lobo alongado ventral. Cabeça constrita ou não 151

151(150). Base do pronoto com sulco marginal que se estende lateralmente pelo hipômero e termina em depressão na margem posterior da coxa. Pronoto estreitado posteriormente, não marginado lateralmente. Cabeça abruptamente estreitada atrás de têmporas distintas, formando pescoço. Élitros de esparsa a densamente cerdosos ..... **92. Anthicidae**
— Sulco basal do pronoto, se presente, não terminando em depressão no hipômero. Pronoto marginado lateralmente ou não. Élitros cerdosos ou glabros 152

152(151). Cavidade mesocoxal fechada lateralmente 153
— Cavidade mesocoxal aberta lateralmente 154

153(152). Ventritos I a III conatos. Antena com 11 antenômeros submoniliformes (Figs. 32.229-230), triangulares, filiformes, serrados a subflabelados. Escleritos cervicais presentes ..... **90. Mycteridae**

— Nenhum ou dois ventritos conatos. Antena com 10 ou 11 antenômeros, de moniliformes a clavadas. Escleritos cervicais ausentes ..... **91. Salpingidae**

154(152). Corpo deprimido, de leve a distintamente cuneiforme. Antena serrada, pectinada ou flabelada, frequentemente bipectinada ou biflabelada. Vértice, em vista frontal, geralmente inflado e estreitado acima dos olhos e usualmente se estendendo dorsalmente sobre o pronoto. Vértice e pronoto coplanares. Garras tarsais denteadas, bífidas ou pectinadas. Lobo maxilar estiletiforme, estendendo-se além da mandíbula .... **85. Rhipiphoridae**

— Corpo usualmente não deprimido e não cuneiforme; se deprimido e cuneiforme, então antena simples e cabeça coplanar com ou alojada sob a margem anterior do pronoto. Garras variáveis. Lobo maxilar não estiletiforme **155**

155(154). Pronoto sem carena lateral **156**

— Pronoto com carena lateral completa ou incompleta .. **158**

156(155). Fórmula tarsal aparentemente 4–4–3 (na verdade pode ser 5–5–4, pseudotetrâmera ou pseudotrímera). Olhos com omatídios grandes, com cerdas interomatidiais tão espessas, longas e densas quanto aquelas da fronte e da região lateral da cabeça adjacente ao olho. Comprimento de 1 a 4 mm ... . **93. Aderidae**

— Fórmula tarsal distintamente 5–5–4. Olhos com ou sem cerdas interomatidiais; se presentes, então não são tão espessas, longas e evidentes quanto aquelas da fronte e da região lateral da cabeça adjacente ao olho. Comprimento de 4 a 21 mm **157**

157(156). Cabeça prognata (Fig. 32.227), não constrita em pescoço, desprovida de têmporas. Mentoneira tão ou mais longa que a projeção prosternal. Ventritos I e II conatos .... **88. Oedemeridae**

— Cabeça hipognata, abruptamente constrita, formando pescoço estreito atrás das têmporas. Porção anterior do prosterno mais curto do que a projeção prosternal .... **92. Anthicidae**

158(155). Metacoxa estendendo-se lateralmente até o élitro ou o lado do corpo, separando completamente o metepisterno do ventrito I. Esporões mesotibiais serrados, pectinados ou cerdosos **159**

— Metacoxa não alcançando o élitro ou o lado do corpo. Metatórax e ventrito I fechando, pelo menos estreitamente, a lateral da cavidade metacoxal. Esporões mesotibiais variáveis **160**

159(158). Cabeça estreitada verticalmente atrás dos olhos formando pescoço estreito, não alojada no protórax (Fig. 32.233), ou saliente, indo além da margem pronotal, ou encaixando-se na margem pronotal de modo que, em vista lateral, a cabeça aparenta possuir uma carena ou crista ..... **94. Scraptiidae**

Cabeça gradualmente estreitada atrás dos olhos, encaixando-se no pronoto de maneira telescopada .... **83. Melandryidae**

160(158). Cavidade procoxal fechada atrás. Ventritos I e II conatos. Corpo arredondado ..... **81. Archeocrypticidae**

Cavidade procoxal aberta atrás. Ventritos conatos ou não. Corpo com formas variáveis, geralmente alongados .. **161**

161(160). Élitros com a margem sutural e epipleural elevadas; carena fortemente elevada, estendendo-se dos ângulos umerais ao ápice do élitro, delimitando disco côncavo. Pronoto com carena longitudinal mediana elevada no terço basal, sulcos transversos profundos, com depressões terminais de cada lado da carena ..... **92. Anthicidae**

— Élitros e pronoto sem carenas muito elevadas; disco do élitro convexo **162**

162(161). Projeção prosternal intercoxal incompleta ou ausente, não separando as coxas ..... **83. Melandryidae**

— Projeção prosternal intercoxal completa, separando completamente as coxas .... ***Polypria*** **(Tenebrionoidea** ***incertae sedis*****)**

163(12). Pernas com uma garra tarsal. Olhos reduzidos a um omatídio **164**

— Pernas com par de garras tarsais. Olhos compostos normais, reduzidos ou com um omatídio **165**

164(163). Gonóporo presente (fêmeas) ..... **50. Phengodidae**

— Gonóporo ausente (larvas) ..... **50. Phengodidae**

165(163). Cabeça prognata. Pronoto expandido anteriormente, estendendo-se sobre a cabeça quando retraída ou cabeça retrátil em protórax tubular. Corpo distinta a levemente achatado dorso-ventralmente. Antena com nove ou menos antenômeros. Provavelmente todo luminescentes (fêmeas) .... **51. Lampyridae**

— Cabeça hipognata, não retrátil no protórax. Corpo globular–cilíndrico. Antena com 11 antenômeros. Não luminescentes (fêmeas) ..... **85. Rhipiphoridae**

No tratamento das famílias abaixo, os trabalhos de Lawrence *et al.* (1999), Beutel & Leschen (2005) e Leschen *et al.* (2010) são básicos.

1. Ommatidae (= Ommadidae) (inclui Tetraphaleridae). Está dividida em duas subfamílias: Tetraphalerinae e Ommatinae. Apenas a primeira ocorre no Brasil. Na América do Sul, está representada por duas espécies de *Tetraphalerus* Waterhouse. No Brasil, ocorre *T. wagneri* Waterhouse e sua larva é desconhecida. A biologia é pouco conhecida. Suspeita-se que as larvas se alimentem de raízes vivas ou de ramos de arbustos. Os adultos variam de 8 a 14 mm de comprimento, são alongados, de lados paralelos e levemente achatados. Castanhos ou castanho-avermelhados claro. Pubescência escamiforme, densa e esbranquiçada. Os adultos de *Tetraphalerus* geralmente ocorrem em áreas abertas com pouca ou nenhuma cobertura de árvores e provavelmente são ativos durante a noite, pois são frequentemente coletados com armadilhas luminosas. Referências, Vulcano & Pereira (1975) e Hörnschemeyer (2005).

2. Micromalthidae (Fig. 32.14). Adultos com aparência de Cantharidae, mas possuem cabeça bem visível e antenas moniliformes. A única espécie conhecida, *Micromalthus debilis* LeConte, é nativa da América do Norte e foi introduzida em várias partes do mundo.

Os adultos variam entre 1,5 e 2,8 mm de comprimento, têm corpo alongado, de lados paralelos; fracamente

esclerosados; castanho–escuros e brilhantes, com pernas e antenas amareladas; cerdas esparsas, longas e eretas.

Ocorrem em madeira morta. O ciclo de vida é um dos mais complexos da ordem e envolve pedogênese e partenogênese. A larva pedogenética ocupa posição central no ciclo. O nome pedogenético é aplicado a dois tipos de larvas semelhantes morfologicamente, mas capazes de formas diferentes de reprodução. Um dos tipos, que se reproduz por ovoviviparidade, abriga um ovo que dá origem a macho. O outro tipo é vivíparo e dá origem, geralmente, a dez larvas caraboides (triungulinos). Os triungulinos são bastante ativos, capazes de se afastar a alguma distância do local de nascimento e se alimentam, inicialmente, da larva que lhes deu origem e depois de fungos que infestam a madeira; são frequentes em assoalhos de residências. Aproximadamente após uma semana, os triungulinos sofrem muda e dão origem a larvas cerambicoides. Essas vivem em galerias por alguns meses, alimentam-se da madeira e de fungos que nela se desenvolvem e passam por duas mudas. Após curta quiescência, sofrem outra muda, que pode dar origem a larvas pedogenéticas ou à metamorfose para pupas. Este último evento é raro e dá origem a fêmeas adultas diploides que, como as larvas das quais se originam, possuem 20 cromossomos (parte telítoca do ciclo). Na maior parte das vezes, surgem larvas pedogenéticas que após duas semanas de desenvolvimento recomeçam o ciclo. A arrenotoquia ocorre quando as larvas pedogenéticas portam um ovo aderido ao corpo. Após dez dias uma larva curculionoide emerge do ovo e se alimenta da larva pedogenética materna inserindo a cabeça na abertura genital, que parece ser sua única fonte de nutrição. Depois de alimentarem-se, as larvas curculionoides sofrem muda e originam pré-pupas, que se metamorfoseiam em pupas que dão origem a machos haploides (com dez cromossomos). Cópula já foi observada na espécie. A produção de espermatozoides e a produção de poucos ovos (dois ou três por fêmea) já foram documentados. Entretanto, até agora não foi comprovado que fêmeas aladas sejam capazes de depositar ovos que deem origem a larvas. É aventada a hipótese de que as fêmeas sejam estéreis e que a reprodução e dispersão sejam totalmente dependentes do estágio larval. Referências, Costa *et al.* (1988) e Hörnschemeyer (2005).

3. Cupedidae (= Cupesidae). Comprimento entre 7 a 12 mm, corpo alongado, levemente achatado. Coloração castanho–avermelhada clara; pubescência escamiforme longa, densa e castanho–clara. Possui élitros com pontuação grossa, com cutícula translúcida e cristas longitudinais e tarsômero IV lobado. São conhecidos de todos os continentes, exceto Europa. Estão presentes na maioria das grandes ilhas. Inclui 31 espécies em nove gêneros. No Brasil, ocorre *Paracupes* Kolbe, com duas espécies, cujas larvas são desconhecidas. Adultos e larvas podem ser encontrados embaixo de casca de troncos mortos e semiapodrecidos. As larvas são broqueadoras de madeira dura e infestada por fungos. Adultos podem ser atraídos por soluções de hipoclorito de sódio ou clorato de sódio. Referências em Hörnschemeyer (2005), Atkins (1963, 1979) e Vulcano & Pereira (1975).

4. Torridincolidae. Comprimento entre 1 e 2,5 mm, achatados, cabeça com quilha dorso-mediana larga, antenas curtas. São os únicos insetos conhecidos com plastrão respiratório nos três estágios, pelo menos em algumas espécies. Adultos com plastrão no abdômen, larvas e pupas com plastrão sobre as brânquias espiraculares. As larvas são as únicas conhecidas com brânquias espiraculares cobertas por uma malha do plastrão.

São aquáticos em todas as fases do ciclo de vida. Larvas e adultos geralmente são encontrados em ambientes higropétricos, em filme fino de água sobre paredões rochosos. Geralmente preferem águas limpas, mas adultos e larvas de *Iapir britskii* (Reichardt & Costa) foram coletados em córrego muito poluído. Alimentam-se de algas que crescem sobre as rochas. Empupam na água, dentro da última exúvia larval. A biologia reprodutiva é pouco conhecida. A fêmea põe poucos ovos (3 a 5) relativamente grandes e o desenvolvimento leva menos de quatro semanas. No Brasil, ocorrem os gêneros *Iapir* Py-Daniel, Fonseca & Barbosa (= *Hintonia* Reichardt), *Ytu* Reichardt e *Claudiella* Reichardt & Vanin. Há referências em Reichardt & Vanin (1976, 1977) e Beutel & Vanin (2005).

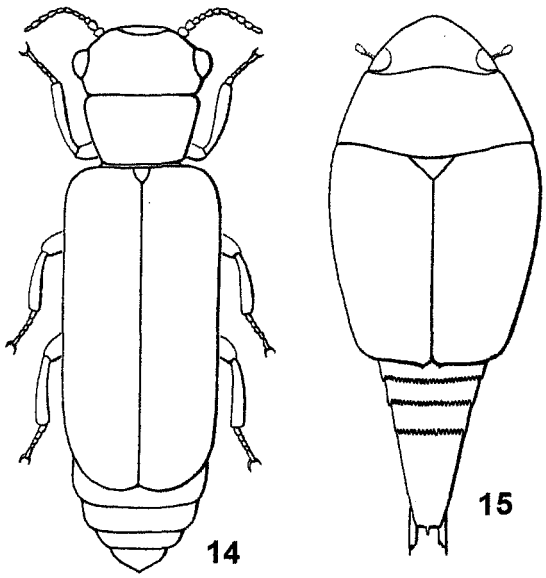
5. Hydroscaphidae (Fig. 32.15). Assemelham-se a alguns Tachyporinae (Staphylinidae), mas a sutura notopleural distinta e a biologia aquática separam os dois grupos. Comprimento entre 1 e 2 mm, corpo fusiforme; parte distal do abdômen exposta pelos élitros curtos; olhos grandes, não projetados, integrados ao contorno arredondado da margem lateral da cabeça; metafêmur parcialmente coberto pela placa metacoxal. No Brasil, ocorrem os gêneros *Scaphydra* Reichardt e *Yara* Reichardt & Hinton. Larvas e adultos aquáticos, vivem em ambientes higropétricos e se alimentam de algas. Parecem preferir ambientes aquáticos bem oxigenados e de fluxo rápido. O desenvolvimento da larva é totalmente aquático. Empupam entre as algas, geralmente abaixo da superfície da água, dentro da última exúvia larval. As pupas têm várias adaptações aquáticas, tais como projeções espiraculares longas e brânquias espiraculares com plastrão, e respiram através da membrana das brânquias espiraculares. Os adultos carregam suprimento de ar sob os élitros, mantido por uma franja de cerdas das asas e cerdas do dorso da parte do abdômen coberta pelos élitros, que agem como plastrão. Referências, Reichardt (1973, 1974a), Reichardt & Hinton (1976) e Vanin *et al.* (2005).

6. Gyrinidae (Figs. 32.16–24). Nome popular: mergulhão. Distinguem-se dos demais besouros aquáticos pelo corpo ovalado e achatado, antenas clavadas e curtas, olhos completamente divididos, pernas médias e posteriores achatadas e modificadas para natação. Nadam na superfície da água, com a parte superior dos olhos acima do nível da água e a parte inferior, abaixo dela. Comprimento entre 4 e 18 mm, elípticos, achatados ou fortemente convexos; lisos, região dorsal geralmente negra, alguns com brilho metálico azul

ou bronze; região ventral amarelada ou negra; pubescência reduzida, exceto cerdas natatórias longas nas tíbias e tarsos.

Os adultos estão adaptados ao meio aquático e usam a superfície do filme d'água como suporte; vivem em hábitats lênticos e lóticos, e preferem áreas protegidas, com pouca ou nenhuma correnteza. Vibrações da superfície são usadas como meio de comunicação. São ágeis, nadam rapidamente na superfície da água, geralmente em círculos, mas podem mergulhar muito bem quando perturbados e aderem-se a objetos submersos. Quando capturados, expelem líquido leitoso de cheiro desagradável, secretado pelas glândulas pigidiais, utilizado para tornar os besouros impalatáveis para peixes e também como alarme. O mergulho provavelmente também é uma reação de alarme. Quando mergulham, prendem uma bolha de ar embaixo dos élitros. Põem ovos sobre plantas aquáticas ou em massas flutuantes. Adultos e larvas são predadores, principalmente de insetos que caem na água, localizados pelo órgão de Johnston, presente no pedicelo. Põem ovos sobre plantas aquáticas ou em massas flutuantes. Membros de *Gyretes* Brullé permanecem em filetes d'água durante o dia e saem à noite para forragear. Pelo menos as espécies de *Gyrinus* Geoffroy são capazes de voar, apesar da redução da musculatura do voo. Migram de uma poça a outra, quando o sol está baixo, e também são atraídos pela luz. Escalam objetos que se projetam fora da água para iniciar o voo. As larvas são bentônicas e apenas no último ínstar ocorrem espiráculos nos segmentos abdominais I a III. Está dividida em duas subfamílias: Gyrininae e Spanglerogyrinae; apenas a primeira ocorre no Brasil. Referências em Beutel (1990), Beutel & Roughley (1993, 2005) e Benetti *et al.* (2003).

7. **Haliplidae** (Fig. 32.34). São facilmente reconhecidos pela placa metacoxal extremamente larga, cobrindo grande parte dos ventritos, élitros geralmente pontuados; pubescência ausente exceto tíbias e tarsos, com cerdas natatórias.



Figuras 32.14-15. Hábitos. **14**, Micromalthidae: *Micromalthus debilis* LeConte, vd; **15**, Hydroscaphidae: *Scaphydra angra* (Reichardt), vd.

Comprimento entre 1,5 e 4,5 mm, subelípticos, às vezes fusiformes; convexos dorsalmente; coloração amarela ou de castanho–clara a castanho–avermelhada com manchas negras. São aquáticos e geralmente se locomovem rastejando; vivem em água estagnada ou de correnteza lenta; também habitam águas temporárias ou semipermanentes. A maioria prefere corpos d'água com vegetação de algas filamentosas. Tem habilidade natatória moderada. A natação é efetuada pela alternância de movimentos leves das pernas médias e posteriores, assistidos pelas cerdas natatórias dos tarsos e tíbias de todas as pernas. Movem as pernas posteriores alternadamente, dando a impressão de caminhar sobre a água. A força de propulsão é criada pela perna média. Algumas espécies podem voar. Vêm à superfície em intervalos para renovar o suprimento de ar, que funciona como brânquia física. O ar é estocado na cavidade subelitral e placas coxais em contato com os espiráculos abdominais. O tamanho da brânquia física é ampliado pela utilização do espaço embaixo da placa metacoxal, que está em contato com o espaço subelitral através da reentrância da epipleura. São atraídos por fontes de luz. Adultos e larvas alimentam-se de algas ou outra matéria vegetal. Ocasionalmente os adultos podem alimentar-se de hidrozoários (Cnidaria, Hydrozoa), anelídeos (Annelida), ovos de insetos, larvas de Chironomidae (Diptera) e de outros insetos aquáticos, pequenos crustáceos (Arthropoda, Crustacea) e matéria animal em decomposição. Os ovos são depositados na superfície de plantas aquáticas, em cavidades nas algas ou em plantas vasculares aquáticas. As larvas são aquáticas, vivem entre a vegetação das margens de lagos e riachos e não estão aptas a nadar. Obtêm oxigênio através de tráqueo-brânquias longas ou micro tráqueo-brânquias; alimentam-se de algas, sugadas através das perfurações mandibulares. Empupam no solo, em câmaras construídas pelo último ínstar larval. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Referências podem ser encontradas em Benetti *et al.* (2003) e Vondel (2005).

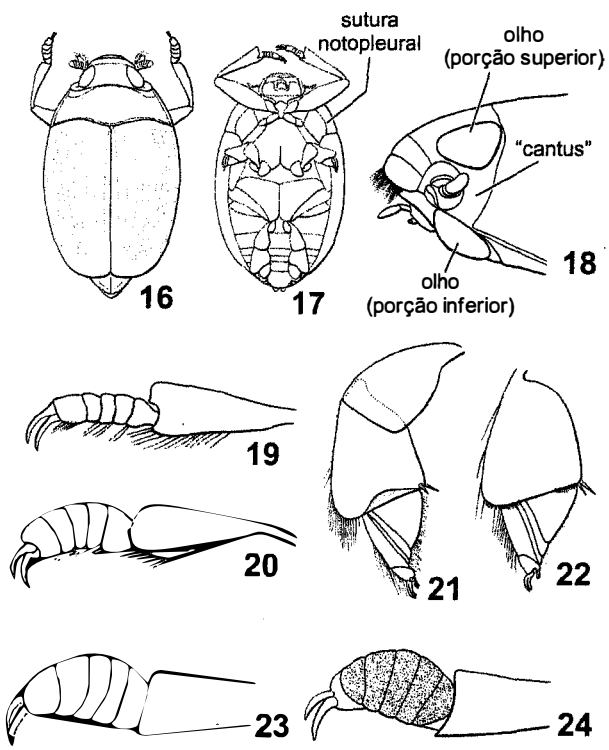
8. **Noteridae** (Fig. 32.35). Semelhantes a Dytiscidae, diferenciam-se pelo escutelo invisível; também têm protíbia encaixada em uma escavação na margem ventral do profêmur, placas metacoxais largas e presença de plataforma esternal bem desenvolvida. Comprimento entre 1 e 5,8 mm, corpo de subelíptico a fusiforme, fortemente convexo dorsalmente, com superfície ventral achatada; tegumento geralmente liso e brilhante; coloração de negra a castanho–avermelhada ou castanho–clara, com ou sem pontuação elitral. Pubescência ausente, exceto cerdas natatórias longas nas tíbias e tarsos. São aquáticos em todas as fases da vida. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Larvas e adultos geralmente habitam as margens de lagos ou reservatórios de água rasa, com plantas aquáticas vasculares. Alguns gêneros podem ser encontrados entre as raízes de plantas flutuantes, ou na serapilheira submersa perto de floresta; alguns estão associados a algas filamentosas. Também podem ser vistos em água parada próxima a ervas daninhas. É característica uma tendência para escavação do substrato lamacento, sendo que as pernas anteriores dos adultos geralmente são modificadas para escavar. Saem da água apenas quando o hábitat seca, mas são bons voadores e são atraídos por luz artificial.

Os adultos são primariamente carnívoros, alimentando-se de larvas e ovos de outros insetos, embora possam comer detritos e insetos mortos. Os ovos geralmente são postos entre as raízes de plantas aquáticas ou na lama. As larvas vivem no lodo nas margens de lagos, lagoas e riachos e acredita-se que se alimentem de tecidos de plantas ou detritos. Algumas larvas obtêm ar perfurando plantas com a ajuda do sifão com espiráculo no ápice do abdômen. Empupam em casulos cheios de ar que ficam presos a raízes ou outras partes submersas de plantas aquáticas. Está dividida em duas subfamílias, Noterinae e Phreatodytinae, apenas a primeira das quais ocorre no Brasil. Referências, Benetti *et al.* (2003) e Dettner (2005).

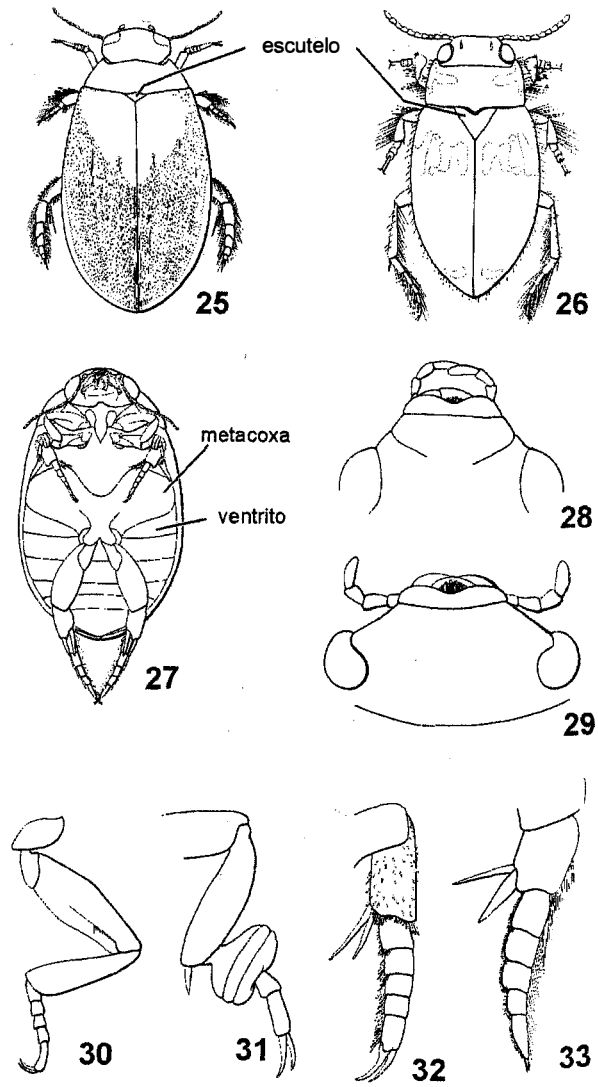
9. Dytiscidae (Figs. 32.25-33). Nome popular: mergulhão. São caracterizados pela forma aerodinâmica e pernas médias e posteriores achatadas, em forma de remo. Devido à forma característica, podem ser confundidos com Hydrophilidae, mas possuem ventrito I dividido e palpo maxilar curto. A falta da plataforma esternal distingue-os de Noteridae e olho não dividido, de Gyrinidae. *Megadytes giganteus* (Laporte) é um dos mais conhecidos por sua coloração e tamanho. Comprimento entre 1,2 e 50 mm, forma de oval a alongada–oval, achatados dorsal e ventralmente; geralmente lisos, negros ou marrons, às vezes amarelados ou com manchas irregulares amarelas ou claras; geralmente com cerdas natatórias nas tíbias e tarsos. Olhos emarginados (Fig. 32.29) ou inteiros (Fig. 32.28).

Os machos de alguns grupos têm os três primeiros protarsômeros muito dilatados (Fig. 32.31), formando lobos adesivos usados para segurar a fêmea durante a cópula. As fêmeas podem ter os élitros, total ou parcialmente, sulcados.

Os adultos e larvas são, com poucas exceções, aquáticos e bons nadadores, geralmente encontrados no mesmo ambiente. Vivem em uma enorme variedade de hábitats aquáticos, especialmente em coleções de águas doces pouco profundas, e são carnívoros ou se alimentam de carniça. Os adultos podem voar. A maioria das espécies produz substâncias em glândulas torácica e pigidial, usadas como agente defensivo e refrescante. Podem permanecer longo período submersos, mas precisam vir à superfície da água para renovar o suprimento de ar preso embaixo dos élitros. Movem sincronicamente as pernas metatorácicas durante o nado. As fêmeas põem ovos em superfícies submersas, sobre ou dentro do tecido de plantas aquáticas, na água, na axila de folhas de bromélias ou entre as folhas e fendas de pedras. As larvas geralmente captam o ar da



Figuras 32.16-24. Gyrinidae; **16**, *Gyretes* sp., vd; **17**, *Enhydrus tibialis* Régimbart, vv; **18**, cabeça, vl; **19**, tarso anterior da fêmea; **20**, tarso anterior do macho; **21**, perna posterior; **22**, perna média; **23**, tarso anterior do macho, vd; **24**, tarso anterior do macho, vv.

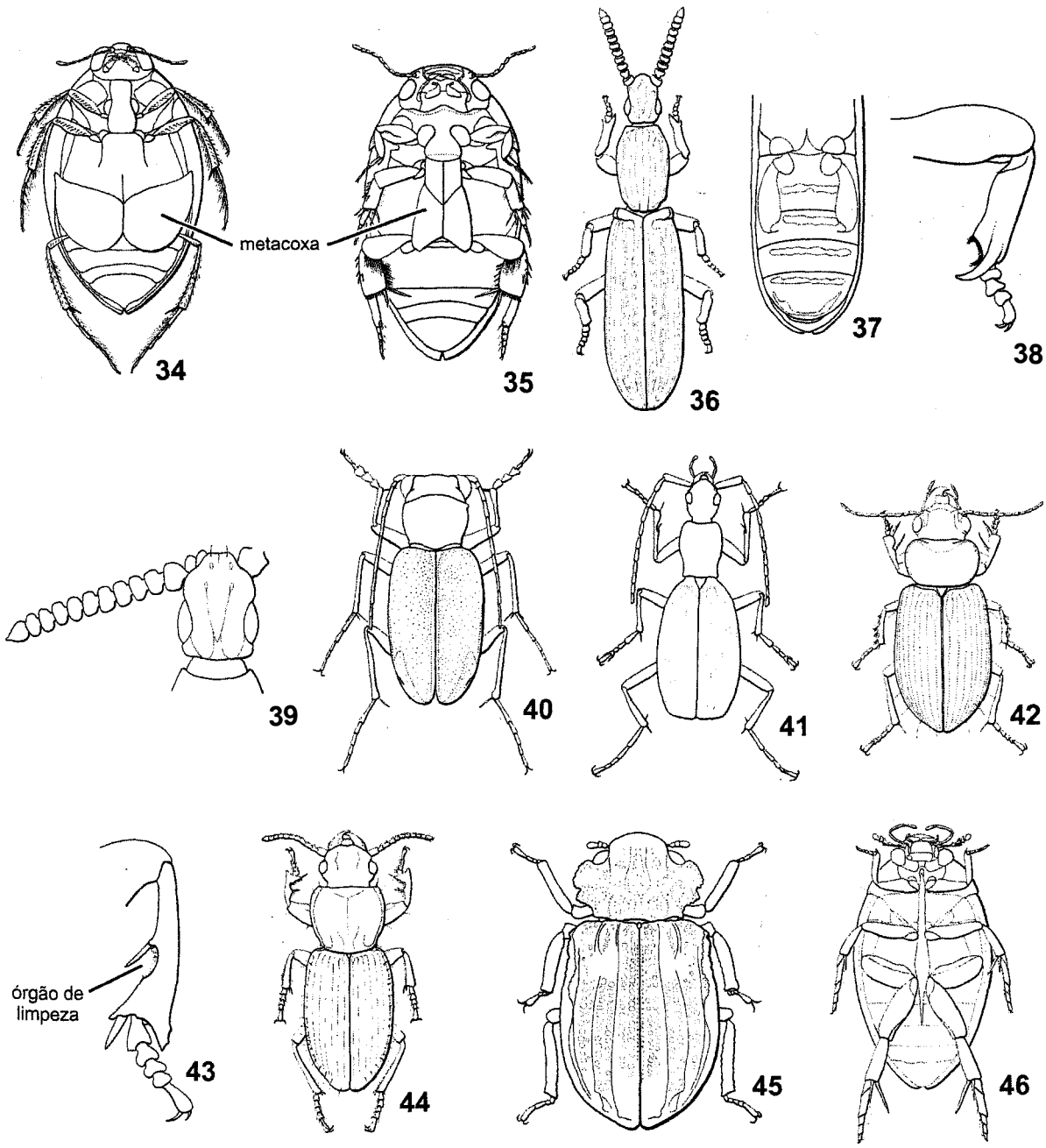


Figuras 32.25-33. Dytiscidae; **25**, *Rhantus calidus* (Fabricius), vd (Colymbetinae); **26**, *Amarodytes duponti* (Aubé), vd (Hydroporinae); **27**, vv; **28-29**, cabeça, vd (Dytiscinae, Colymbetinae); **30**, perna anterior; **31**, perna anterior do macho; **32**, tíbia e tarso médio; **33**, tíbia e tarso posterior.

superfície através dos espiráculos terminais, situados no ápice do último segmento abdominal, mas algumas espécies respiram através da cutícula ou por brânquias abdominais. Empupam no solo próximo à água, em casulos feitos de uma mistura de solo ou material vegetal, preparados pela larva em estágio pré–pupal.

Os adultos têm que subir em algum substrato fora da água para iniciar o voo. Enquanto submersos, os sacos aéreos associados ao primeiro espiráculo torácico estão colapsados, mas se tornam funcionais no voo. Retornam à água com algum impacto na superfície porque suas pernas, adaptadas para natação, não são utilizadas para descer de substratos. O forte impacto com a superfície da água os leva para baixo, mas retornam rapidamente para reabastecer o suprimento de ar.

Os adultos produzem secreções antimicrobianas pelas glândulas pigidiais, aplicadas ao corpo quando o limpa com as pernas. Também possuem glândulas protorácicas que produzem secreção leitosa defensiva, que irrita os predadores. Referências são Pederzani (1995), (Nilsson



Figuras 32.34-46. Morfologia e hábitos. **34**, Haliplidae, vv; **35**, Noteridae: *Hydrocanthus debilis* Sharp, vv; **36-39**, Rhysodidae; **36**, *Rhysodiastes costatus* (Chevrolat), vd; **37**, abdômen de *Clinidium* sp. vv; **38**, perna anterior; **39**, cabeça, vd; **40-44**, Carabidae; **40**, *Megacephala brasiliensis* Kirby (Cicindelinae), vd; **41**, *Galerita carbonaria* Mannerheim (Harpalinae), vd; **42**, *Polpochila* sp. (Harpalinae), vd; **43-44**, *Morion brasiliensis* Dejean (Harpalinae); **43**, tíbia e tarso anterior; **44**, hábito, vd; **45-46**, Hydrophilidae; **45**, *Epimetopus trogoides* (Sharp) (Epimetopinae), vd; **46**, *Hydrophilus* sp., vv (Hydrophylinae).

2001, 2003, 2004), Benetti *et al.* (2003) e Balke (2005).

Está dividida em seis subfamílias, todas com registros no Brasil.

Chave para subfamílias (adaptada de Pederzani 1995)

1. Escutelo invisível, raramente uma pequena parte do ápice visível **2**

— Escutelo totalmente exposto **4**

2(1). Tarsos anterior e médio com tarsômero IV menor que o III ou mesmo não visível entre os lobos apicais do III, de tal forma que o tarsômero V aparenta ser o IV (tarso pseudotetrâmero). Margem distal dos metatarsômeros I a IV reta transversalmente e sem cerdas natatórias ..... **Hydroporinae**

— Tarsos anterior e médio pentâmeros. Tarsômero IV aproximadamente tão longo quanto o III. Margem distal dos metatarsômeros I a IV sinuosa, sua metade externa formando lobo apical **3**

3(2). Projeção prosternal no mesmo plano do prosterno, não dirigida ventralmente; ápice acuminado, simples ou com três pontas. Metatarsômeros I a IV formando lobos apicais na metade mais externa, sem cerdas natatórias na margem posterior ..... **Laccophilinae**

— Projeção prosternal em plano diferente do prosterno, mas se dirigindo ventralmente (em vista lateral) e com ápice afilado, nunca trífido. Margem distal dos metatarsômeros I a IV quase reta, sem lobos distais, mas com cerdas natatórias ..... **Aubehydrinae**

4(1). Olhos emarginados (Fig. 32.29) acima da base da antena. Protarsômeros I a III do macho moderadamente alargados ... **5**

— Olhos não emarginados (Fig. 32.28) acima da base da antena; seu contorno levemente arredondado. Protarsômeros I a III do macho modificados e expandidos em disco adesivo redondo ou transversalmente oval ..... **Dytiscinae**

5(4). Olhos emarginados acima da base da antena; emarginação causada pela margem do clípeo. Protarsômeros I a III do macho alargados, mas não formando disco adesivo, embora geralmente repleto de pequenos tubos adesivos ou cerdas ..... **Colymbetinae**

— Olhos com margem anterior recortada acima da base da antena. Protarsômeros I a III do macho leve a moderadamente alargados, adquirindo uma forma de alongada a alongada-oval ..... **Copelatinae**

10. Rhysodidae (Figs. 32.36–39). São membros muito modificados da subordem Adephaga. Assemelham-se superficialmente a algumas espécies de Colydiinae (Zopheridae) e Brentidae. A presença de sutura notopleural e o ventrito I dividido distinguem esse grupo de qualquer outro de Polyphaga, e as antenas moniliformes combinadas com a cabeça e protórax sulcados os separam de qualquer outro grupo de Adephaga. Comprimento entre 5,4 e 8,1 mm, alongados, estreitos, cilíndricos ou levemente achatados; coloração de castanho–avermelhada escura a negra e brilhante. Pubescência esparsa nas antenas e abdômen; região dorsal com cerdas sensoriais longas e eretas, em posições fixas. No Brasil, ocorrem *Rhysodes* Dalman e *Clinidium* Kirby. São micófagos. Adultos e larvas têm comportamento gregário; vivem sob casca em troncos em decomposição, provavelmente associados a mixomicetos. Como as mandíbulas não podem ser usadas para cortar, utilizam a margem anterior do mento. Quando as mandíbulas se abrem, os estiletes maxilares e os palpos labiais são expostos. Raramente são coletados com armadilha luminosa ou armadilha de interceptação de voo. Os adultos podem viver em madeira mais dura que as larvas. A espécie brasileira mais conhecida é *Clinidium costatum* (Chevrolat). Boas referências são Arrow (1942) e Beutel (2005b).

11. Carabidae (inclui Cicindelidae, Paussidae) (Figs. 32.40-44). Os principais nomes populares são besouro-artilheiro, besouro-bombardeiro, besouro-tigre, carocha, maria-angica, peidorreiro, tigre-veloz. São caracterizados principalmente pelo pronoto marginado, mandíbulas e cabeça bem desenvolvidas e élitros estriados. Dorsalmente têm cerdas sensoriais longas e eretas em posições fixas. Comprimento entre 1 e 80 mm. Forma variada, geralmente achatados e alongados; geralmente negros ou castanho–escuros e brilhantes; muitas espécies coloridas, metálicas e/ou formando padrões; algumas espécies pubescentes.

A maioria tem asas bem desenvolvidas e voa, alguns poucos ápteros ou braquípteros. A maioria é noturna e predadores ativos, geralmente encontrados no solo, mais ativos à noite e no crepúsculo; alguns são diurnos e encontrados sobre a vegetação. Também são arbóreos ou estão associados à vegetação, em árvores vivas ou mortas ou sob casca de troncos caídos. Algumas espécies são subterrâneas, outras cavernícolas e algumas mirmecófilas ou termitófilas. Adultos da maioria das espécies são onívoros, mesmo que a nutrição carnívora prevaleça; alguns grupos são herbívoros. Adultos e larvas fazem digestão extraoral parcial. Uma forma de defesa desse grupo consiste em exalar odores penetrantes. Membros de Brachininae são conhecidos como "besouros-bombardeiros", emitindo jatos de fluído pela extremidade anal, que, em contato com o ar, detonam imediatamente, produzindo fumaça, de ação cáustica para a pele. Essa estrutura está relacionada com a capacidade de ejetar substâncias voláteis por uma pequena abertura no tergito IX. O grande número de segmentos expostos permite maior mobilidade e melhor direcionamento do jato de substância e, com isso, conseguem espantar os inimigos. Os maiores bombardeiros pertencem a *Pheropsophus* Solier, mas esse comportamento não é restrito à subfamília desse gênero. Algumas espécies de Colyrini são desprovidas de asas e mimetizam formigas Ponerinae, com as quais se associam.

Está dividida em 15 subfamílias, nove delas ocorrem no Brasil (ver chave abaixo) e seis — Elaphrinae, Gehringiinae, Loricerinae, Migapodinae, Omophroninae e Siagoninae não ocorrem. Referências são Carvalho (1963) e Reichardt (1977).

Chave para subfamílias

1. Abdômen com sete ventritos nas fêmeas e oito nos machos .. .. **Brachininae**

— Abdômen com seis ventritos nos dois sexos **2**

2(1). Inserção antenal invisível dorsalmente. Suturas gulares separadas. Cabeça com sulco antenal curto e profundo na

parte inferior entre os olhos e as peças bucais 3
— Inserção antenal visível dorsalmente. Cabeça com ou sem sulco antenal curto e profundo 5

3(2). Mandíbula longa, com 8-9 dentes, aumentando de tamanho em direção ao ápice. Antena geniculada, com escapo tão longo quanto antenômeros II-IV ..... **Hiletinae**
— Mandíbula com comprimento moderado e no máximo com três dentes. Antena não geniculada 4

4(3). Lábio sem sutura entre submento e mento. Élitros com estrias escutelares longas. Corpo geralmente não pedunculado .... **Pseudomorphinae**
— Lábio com sutura entre mento e submento. Élitros com estrias escutelares curtas (ou ausentes). Corpo pedunculado .... **Scaritinae**

5(2). Clípeo mais largo que a distância entre as inserções antenais ..... **Cicindelinae**
— Clípeo mais estreito que a distância entre as inserções antenais 6

6(5). Élitro com pequena dobra saliente subapical marginal. Protíbia com ou sem órgão limpador de antena .. **Paussinae**
— Élitro sem dobra saliente subapical marginal. Protíbia com órgão limpador de antena 7

7(6). Cavidade procoxal aberta atrás. Projeção prosternal gradualmente expandida e, então, estreitada ..... **Carabinae**
— Cavidade procoxal fechada atrás. Projeção prosternal de outra forma 8

8(7). Palpômero maxilar apical aciculado. Antena moniliforme. Epipleura elitral completa. Sulcos frontais curvos. Protarsômeros dos machos alargados e com dente apical interno ..... **Trechinae**
— Palpômero maxilar apical semelhante aos demais. Antena filiforme. Epipleura elitral incompleta ou ausente. Protarsômeros dos machos geralmente simples **Harpalinae**

Série Staphyliniformia

Adultos caracterizados pela redução na venação das asas (exceto Hydrophilidae), mecanismo de dobra das asas sem mecanismo elástico intrínseco, o abdômen participando do dobramento da asa, com quatro ou seis túbulos de Malpighi. As larvas possuem urogonfos articulados, espiráculos com aparelho de fechamento. Inclui duas superfamílias, Hydrophiloidea e Staphylinoidea.

Hydrophiloidea (inclui Histeroidea)

Grupo biologicamente muito diverso, com membros encontrados tanto em hábitats terrestres quanto aquáticos. Os adultos podem ser predadores, comedores de carniça ou herbívoros; larvas geralmente predadoras. Possuem antenas relativamente curtas, com escapo longo e clava trímera, pubescente; antenômero precedente à clava transverso, côncavo e, nas formas aquáticas, usado para auxiliar no reabastecimento do suprimento de ar. Procoxas bem desenvolvidas, pernas geralmente espinhosas ou denteadas. Asas membranosas quase sempre com R–M curva e sem mecanismo de mola. Espiráculo 7 ou 7 e 8 atrofiados. Edeago do tipo trilobado (com parâmeros fundidos na maioria dos Histeridae) e seis túbulos de Malpighi.

As larvas são predadoras, com mandíbulas falciformes e proeminentes, sem mola, labro fundido ao clípeo, maxilas geralmente sem lobos apicais, palpífero maxilar completo e geralmente com apêndices articulados, espiráculos quase sempre bíforos, com aparelho de fechamento, urogonfos relativamente pequenos e articulados ou às vezes ausentes. A pupa sem espiráculo funcional no primeiro segmento abdominal.

12. Hydrophilidae (inclui Georissidae [= Georyssidae], Helophoridae, Hydrochidae, Spercheidae, Sphaeridiidae) (Figs. 32.45-46). Nomes populares: besouro-d'água, mãe-d'água, mergulhão. Os hidrofilídeos formam dois agrupamentos principais, um de besouros aquáticos e outro de terrestres necrófagos. Os aquáticos geralmente podem ser reconhecidos pelos palpos maxilares longos, às vezes confundidos com antenas, e antenas curtas, com 6 a 9 antenômeros, geralmente formando clava com três antenômeros. Comprimento entre 0,5 e 50 mm; a maioria oval, convexos dorsalmente e achatados ou côncavos ventralmente; geralmente lisos, brilhantes, com coloração negra, às vezes com manchas marrons, raramente amarelados ou metálicos. Pubescência dorsal escassa, moderada nas pernas e densa no esterno, na clava antenal e nas peças bucais. São encontradas em águas paradas de lagos e lagoas ou riachos com águas calmas, contendo vegetação em abundância. Os adultos geralmente são vegetarianos, onívoros e ocasionalmente, predadores ou necrófagos; algumas espécies são predadores de moluscos e outros invertebrados. Os terrestres pertencem à subfamília Sphaeridiinae, com alguns membros semiaquáticos e geralmente têm palpos maxilares iguais ou mais curtos que as antenas.

Os adultos nadam alternando movimentos das pernas metatorácicas. Muitas espécies colocam as antenas embaixo da cabeça enquanto estão na água, mas geralmente ficam estendidas no ar. Quando submersos, usam as antenas para quebrar a tensão superficial da água, trazendo ar puro para a bolha do plastrão. Respiram o ar atmosférico e retém uma bolha de ar ventral com a densa pubescência hidrófuga (plastrão). O plastrão estende-se da parte posterior da cabeça até a superfície ventral do abdômen e, desse modo, leva ar aos espiráculos abdominais. Quando necessitam renovar a bolha de oxigênio, nadam para a superfície e quebram a tensão superficial com a ajuda das antenas, que possuem a clava coberta de pubescência hidrófuga. Muitas espécies, especialmente de Hydrophilini, podem produzir sons usando o mecanismo elitral–abdominal. Adultos voam bem e são geralmente atraídos pela luz. Nas espécies aquáticas, a cópula dá-se na água, seguindo uma breve corte.

As fêmeas das espécies semiaquáticas e aquáticas mais basais põem ovos individuais ou em massas cobertas por seda. Os grupos aquáticos mais distais põem ovos em casulos de seda flutuante, submerso ou semissubmerso, geralmente com prolongamento apical longo semelhante à fita. Os casulos são produzidos com a ajuda dos gonocoxitos e são variáveis na forma, tamanho e número de ovos que contém. Algumas espécies carregam seus ovos em uma bolsa transparente abaixo do abdômen, presa por seda. A seda é produzida pelas

glândulas anais e liberada pelas fiandeiras.

As larvas ocorrem em hábitats semelhantes aos adultos, são predadoras ativas ou ficam à espreita da presa e podem ser canibais. Alimentam-se de todos os tipos de invertebrados aquáticos e pequenos vertebrados. As larvas aquáticas podem respirar na superfície da água através dos espiráculos ou possuem brânquias traqueais laterais. Empupam fora da água em um casulo, no solo ou na serapilheira. Referências são Smetana (1975) e Hansen (1991).

Está dividida em nove subfamílias, seis das quais ocorrem no Brasil (ver chave abaixo). As demais são Helophorinae, Horelophinae e Horelophopsinae.

Chave para subfamílias (adaptada de Hansen 1991)

1. Cabeça e pronoto pelo menos em parte mais ou menos densamente cobertos por grânulos pequenos e geralmente metálicos, cada um geralmente com um ponto central com uma cerda fina; granulação apenas excepcionalmente completamente obscura (pela fusão dos grânulos). Mesocoxa quase globular ou um pouco transversa, não mais que metade mais larga que longa. Gula muito estreitada na frente; suturas gulares confluentes ou pelo menos intimamente agregadas e subparalelas em sua metade anterior ou mais. Sutura fronto-clipeal sulcada **2**

— Cabeça e pronoto não granulados, geralmente apenas pontuados, raramente com escultura rugosa-pontuada irregular. Mesocoxa mais transversa, exceto Spercheinae. Gula geralmente apenas moderadamente estreitada na frente, com suturas gulares bem separadas (raramente intimamente agregadas e subparalelas na metade anterior). Sutura fronto-clipeal fina ou indistinta, somente excepcionalmente sulcada **4**

2(1). Olhos parcial ou quase completamente divididos em dorsal e ventral pelo cantus lateral. Ventrito I muito curto e inconspícuo, dando ao abdômen a aparência de possuir quatro ventritos. Pronoto com pronunciada projeção ântero-mediana acima da cabeça ..... **Epimetopinae**

— Olho completo, sem divisão. Ventrito I distinto, geralmente mais longo que o II, e abdômen com cinco ventritos distintos. Pronoto sem projeção ântero-mediana acima da cabeça (exceto Georissinae). Ventritos separados por sulcos transversais **3**

3(2). Pronoto com projeção ântero-mediana pronunciada acima da cabeça. Procoxa e protrocânter fundidos para formar placa bem desenvolvida que esconde completamente o prosterno, muito reduzido. Cavidade procoxal aberta atrás. Metacoxas amplamente separadas ..... **Georissinae**

— Pronoto sem projeção anterior sobre a cabeça. Procoxa e protrocânter não fundidos e não escondendo o prosterno, bem desenvolvido. Cavidade procoxal fechada atrás. Metacoxas estreitamente separadas ..... **Hydrochinae**

4(1). Antena com sete antenômeros; antenômeros II e IV (além dos antenômeros V a VII) com densa pubescência hidrófuga, separados apenas por um antenômero pequeno e inconspícuo (III), aparentando antena com seis antenômeros com clava pubescente com cinco antenômeros. Porção lateral glabra do hipômero larga, definida a partir da porção pubescente restante por uma carena fina. Cabeça forte e abruptamente constrita imediatamente atrás dos olhos. Olhos definidos a partir das têmporas por uma crista ..... **Spercheinae**

— Antena com 7 a 9 antenômeros, sempre com pubescência hidrófuga restrita aos três antenômeros distais da clava e nunca aparentando seis antenômeros. Porção lateral glabra do hipômero de largura variada, frequentemente bem definida a partir da porção pubescente restante, mas nunca por carena. Cabeça quase sempre muito mais fracamente estreitada e nunca abruptamente constrita atrás dos olhos. Olhos normalmente não definidos a partir das têmporas por uma crista **5**

5(4). Antena mais curta ou subigual ao palpo maxilar. Meso e metatarsômeros basais muito curtos, mais curtos que o segundo. Espécimes aquáticos, geralmente diminutos ..... **Hydrophilinae**

— Antena geralmente mais longa que o palpo maxilar. Meso e metatarsômeros basais alongados, mais longos que o segundo. Geralmente terrestres ou semiaquáticos ..... **Sphaeridiinae**

13. Histeridae (inclui Niponiidae) (Figs. 32.47-49). Formam um grupo distinto de besouros negros, principalmente de predadores. A maioria de forma compacta, com cabeça e apêndices retráteis. São arredondados ou ovais, às vezes achatados ou cilíndricos; antena geniculada, com clava compacta trímera, élitros curtos e truncados, expondo pelo menos os dois últimos tergitos e pigídio operculado. Alguns são achatados dorso-ventralmente, outros cilíndricos. Comprimento entre 1 e 23 mm, geralmente bem esclerosados dorsal e ventralmente, às vezes com mandíbulas proeminentes. Maioria negra e brilhante, mas alguns verdes ou azuis metálicos, ou com listras.

Larvas e adultos geralmente são predadores de insetos de corpo mole, larvas e ovos, principalmente de Cyclorrhapha (Diptera). São encontrados embaixo de casca de troncos apodrecidos, galerias de Scolytinae (Curculionidae) e de outros besouros broqueadores, excrementos, bromélias, carniça, fungos apodrecidos e outras matérias orgânicas em decomposição ou fermentação, ninhos de aves ou mamíferos, ninhos ou colônias de insetos sociais e cavernas. Algumas espécies ocorrem em produtos estocados, serapilheira, solo de floresta ou areia de dunas; outras são atraídas pela seiva exsudada por árvores. Os túneis e galerias de besouros broqueadores de madeira são habitados por histerídeos com corpo tipicamente cilíndrico. Algumas espécies são agentes potenciais de controle biológico contra insetos broqueadores pragas.

Quase todos são capazes de voar e são muito suscetíveis à captura via interceptação de voo ou armadilha janela. A maioria parece ser diurna e, quando perturbados, retraem a cabeça e dobram as pernas contra o corpo, fingindo de morto. Alguns estão aptos a endireitar-se quando invertidos, abrindo e fechando rapidamente os élitros. As larvas têm dois ínstares, alimentam-se de líquidos e a digestão é extraoral. Referências são Mazur (1984, 1997) e Ślipiński & Mazur (1999).

Está dividida em dez subfamílias, sete delas ocorrem no Brasil (ver chave abaixo); as demais são Abraeinae, Chlasmydopsinae e Niponiinae.

Chave para subfamílias (adaptada de Ślipiński & Mazur 1999)

1. Prosterno com entalhe lateral para receber o funículo antenal 2
— Prosterno sem entalhe lateral, com lobo prosternal e projeção geralmente cobrindo as cavidades antenais em repouso ... 4

2(1). Prosterno com sulco basal profundo para receber o espinho apical longo da protíbia ..... **Dendrophilinae**
— Prosterno sem sulco basal para receber o espinho protibial 3

3(2). Ápice interno da metatíbia prolongado, sem espinhos. Corpo alongado com pronoto subcilíndrico, geralmente quase tão longo quanto o élitro. Tíbias com dente bem desenvolvido na margem externa. Élitros sem estria ..... **Trypanaeinae**
— Ápice interno da metatíbia truncado, com dois espinhos (raramente espinho ausente). Corpo raramente alongado. Cavidades antenal próxima da quilha. Élitro sempre estriado. Procoxas estreitamente separadas ..... **Saprinae**

4(1). Labro fundido à fronte. Escapo antenal triangular. Antenômero apical da clava truncado ..... **Hetaeriinae**
— Labro separado da fronte. Escapo antenal normal. Antenômero apical da clava arredondado 5

5(4). Labro com pontuação setífera. Cavidade antenal geralmente coberta por projeção prosternal. Tíbias com cerdas ou espinhos na margem externa, raramente denticulada 6
— Labro sem pontuação setífera. Cavidade antenal pelo menos parcialmente exposta ou cavidade não definida. Tíbias geralmente largas, denticuladas ou com dentes na margem externa ..... **Histerinae**

6(5). Pronoto com pelo menos duas costas ..... **Onthophilinae**
— Pronoto sem costas ..... **Tribalinae**

Staphylinoidea

Os adultos são variáveis, mas com pronoto sem crista acessória abaixo da margem posterior, face ventral dos élitros sem mancha lateral mediana, asas posteriores sem mecanismo de mola distal à célula radial e sem *loop* mediano, peça basal do edeago reduzida ou ausente (membranosa) e quatro túbulos de Malpighi. Procoxas geralmente fortemente projetadas, metasterno quase sempre sem sutura ou linha mediana, pernas geralmente espinhosas com tarsos simples (pelo menos nas pernas metatorácicas), ventrito II geralmente visível apenas lateralmente e élitros geralmente truncados, expondo de um a vários tergitos.

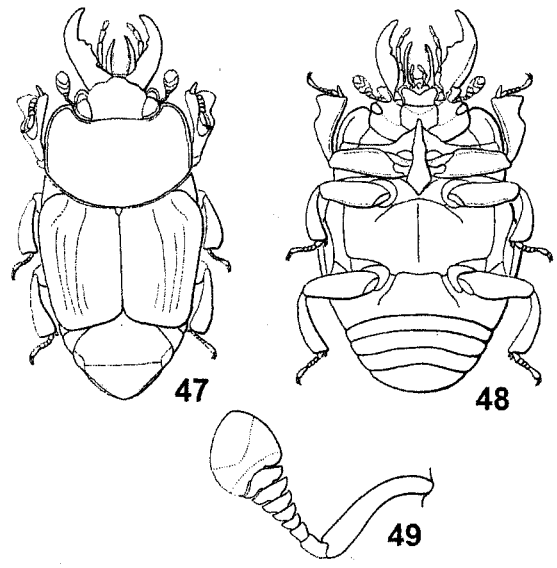
14. **Hydraenidae** (= Limnebiidae) (Figs. 32.50-51). São reconhecidos pela presença de seis ou sete ventritos e uma pequena projeção entre as metacoxas; muitos com clava antenal pentâmera. São superficialmente semelhantes aos hidrofilídeos de pequeno tamanho e geralmente têm a região ventral coberta de pubescência hidrófuga e às vezes palpos maxilares mais longos que as antenas. Comprimento entre 0,5 e 3 mm, forma de alongada a oval, moderadamente convexa. Coloração de negra a castanho-avermelhada, às vezes com reflexo metálico; pernas e palpos geralmente mais claros; ventre coberto de pubescência hidrófuga; dorso geralmente com cerdas esparsas. No Brasil, ocorrem três gêneros, *Gymnochthebius* d'Orchymont, *Hydraena* Kugelann e *Parhydraenida* Balfour-Browne.

As larvas são desconhecidas para o Brasil. A maioria é aquática, mas numerosas espécies são estritamente ripárias e vários gêneros têm representantes terrestres (humícolas). Habitam quedas d'água, cascatas e porções higropétricas de riachos. Também são encontrados em estacas de madeira, escombros e troncos acumulados pela corrente. Podem viver em depósitos arenosos úmidos ao longo de rios, lagoas e lagos.

Quando submergem, estocam ar em um reservatório na superfície ventral e embaixo dos élitros. Muitas espécies, especialmente as que vivem em águas estagnadas ou de fluxo lento, usam as antenas modificadas para reabastecer o reservatório de ar; as espécies que vivem em águas bem oxigenadas podem ficar submersas por longo tempo, pois respiram através de um microplastrão (camada de ar muito fina, mantida ventralmente por densa camada de cerdas hidrófugas). As espécies aquáticas geralmente não são capazes de nadar; muitas espécies, especialmente aquelas que vivem em águas estagnadas ou nas margens de água corrente, são capazes de locomover-se debaixo d'água, suspensos na película de tensão superficial. Quando vistos de cima, são facilmente reconhecidos pela bolha de ar ventral prateada. Registros de voo são raros. Alguns autores acreditam que são fitófagos, alimentando-se principalmente de algas, esporos, detritos etc., enquanto outros acreditam que as larvas são predadoras. A ovipostura ocorre adjacente ao hábitat da larva. Os ovos são presos e cobertos com seda produzida pelas fiandeiras caudais.

Os adultos possuem plastrão, mas a maioria das larvas não apresenta adaptações aquáticas especiais, exceto aquelas que vivem em quedas d'água que respiram através de um par de tubos espiraculares atrás do protórax. Os Hydraenidae são muito sensíveis à poluição e podem ser utilizados como indicadores da qualidade de rios e riachos.

Está dividida em quatro subfamílias, duas ocorrem



Figuras 32.47-49. Histeridae, Histerinae. **47-48**, *Oxysternus maximus* (L.), vd e vv; **49**, antena de *Hololepta quadridentatum* (Fabricius).

no Brasil (Hydraeninae e Ochthebiinae) e duas não (Orchymontiinae e Prosthetopinae).

15. Ptiliidae (= Trichopterygidae; inclui Cephaloplectidae, Limulodidae) (Figs. 32.52-54). Os ptilídeos distinguem-se principalmente pela presença de espirais de cerdas nos antenômeros e franja de cerdas nas margens das asas membranosas. Estão entre os menores besouros conhecidos. Comprimento entre 0,25 e 1,2 mm, corpo geralmente alongado, oval ou limuloide, e convexos em grau variável. Coloração variada, amarelada, castanha, castanho–avermelhada, negra ou cinza, geralmente densamente pubescentes, com cerdas douradas.

Vivem em matéria orgânica em decomposição e geralmente alimentam-se de esporos e hifas de fungos e outras partículas orgânicas (micrófagos). Podem ser encontrados em troncos apodrecidos, dossel da floresta, excrementos de mamíferos, fungos que cobrem troncos, buracos de árvores, ninhos de formigas, serapilheira e detritos orgânicos em decomposição. Alguns grupos são mirmecófilos ou termitófilos. Adultos e larvas geralmente habitam o mesmo nicho, a maioria alimentando-se das mesmas fontes de alimentos. Em condições favoráveis, reproduzem-se continuamente.

Alguns gêneros, como *Ptinella* Motschulsky (que não ocorre no Brasil), têm dimorfismo sexual no desenvolvimento das asas e dos olhos: os olhos estão ausentes nos machos e as asas, ausentes nas fêmeas.

Está dividida em três subfamílias, Acrotrichinae, Ptiliinae, e Cephaloplectinae, sendo que as duas primeiras ocorrem no Brasil.

16. Leiodidae (Fig. 32.55-57). Geralmente se distinguem pelo antenômero VIII menor que o VII e IX; possuem apenas um tipo de vesícula sensorial interna, geralmente aberta na superfície distal dos segmentos abdominais VII, IX e X. Comprimento entre 1 e 8 mm, forma do corpo geralmente ovalada, mas muito variada, mais ou menos alongados, convexos a achatados; alguns com capacidade para dobrar-se; coloração de castanha a negra, raramente com áreas coloridas.

Geralmente são saprófagos de vários tipos de matéria orgânica em decomposição, incluindo material vegetal e animal ou são micófagos. Adultos e larvas têm peças bucais "micrófagas", adaptadas à alimentação de partículas finas. Vivem em grande variedade de hábitats, principalmente áreas florestadas, incluindo serapilheira, excrementos, carniça, fungos apodrecidos e matéria orgânica em decomposição. Alguns ocorrem em cavernas e ninhos de mamíferos, pássaros, formigas, cupins e abelhas sem ferrão. A maioria pode ser capturada com iscas de fezes ou carne apodrecida. Vários Leiodinae alimentam–se de esporos e outros tecidos de fungos. A redução ou perda das asas é comum na família.

Está dividida em seis subfamílias, Camiarinae, Catopocerinae, Coloninae, Platypsyllinae, Leiodinae e Cholevinae, as duas últimas com registros para o Brasil. Referências em Gnaspini (1996), Newton (1998) e Peck & Cook (2003).

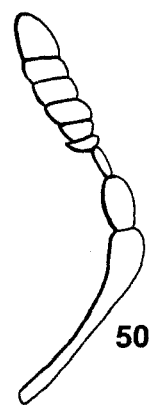
17. Scydmaenidae (inclui Anisosphaeridae) (Figs. 32.58-61). Geralmente reconhecidos pela forma do corpo cinturada, com uma constrição distinta na junção do protórax e élitros, e geralmente outra na base da cabeça, formando pescoço. Distinguem-se dos outros estafilinoideos minúsculos especialmente pela presença de élitros longos, tarsos pentâmeros, seis ventritos abdominais e fêmures clavados. Comprimento entre 0,6 e 3 mm, corpo alongado, de delgado a ovalado; convexos em grau variável; geralmente estreitado entre a cabeça e pronoto e entre pronoto e élitros; geralmente castanho-claros ou escuros, negros ou avermelhados, brilhantes e pubescentes. No Brasil, ocorrem os gêneros *Euconnus* Thomson, *Homoconnus* Sharp e *Scydmaenus* Latreille.

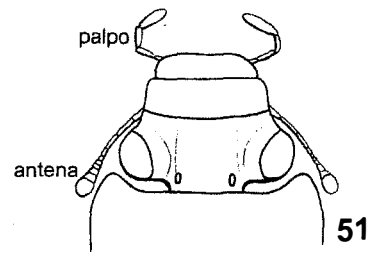
Relativamente comuns na serapilheira, solo de florestas, musgos, troncos apodrecidos, buracos de árvores e outros ambientes úmidos. Também encontrados sob pedras e em ninhos de mamíferos e de formigas ou em cavernas. Acredita-se que adultos e larvas são predadores de ácaros e outros organismos. Os adultos podem ser coletados usando funil de Berlese-Tulgreen ou coletor de Winkler, para processar escombros de potenciais hábitats. Às vezes, podem ser coletados com armadilha de interceptação de voo, luz negra ou procurando sob cascas ou pedras.

Está dividida em duas subfamílias, Scydmaeninae e Mastiginae, a primeira com registro para o Brasil. Koch (1989) e O'Keefe (2002) são referências importantes.

18. Silphidae (Figs. 32.62-67). Nome popular: coveiros (*Nicrophorus* sp.). Os adultos são facilmente reconhecidos pela antena clavada ou capitada, procoxa proeminente e élitro não estriado, às vezes formando costas (elevações). Comprimento entre 12 e 30 mm, corpo de ovalado a moderadamente alongado; geralmente glabro dorsalmente. Pronoto geralmente total ou parcialmente amarelado ou avermelhado; élitros geralmente com cores escuras, negra, castanha com áreas avermelhadas, alaranjadas ou amareladas. No Brasil, ocorrem os gêneros *Oxelytrum* Gistel e *Nicrophorus* Fabricius, este último com comportamento subsocial complexo.

Geralmente são encontrados associados a matéria orgânica em decomposição, principalmente carcaças de vertebrados. São necrófagos e geralmente vivem em carne apodrecida ou escavando o solo, enterrando-se sob as carcaças.





Figuras 32.50-51. Hydraenidae, Hydraeninae. **50**, antena de *Hydraena* sp.; **51**, cabeça de *Parhydraenida reichardti* Balfour-Browne, vd.

Algumas espécies alimentam-se de fungos (micófagas), de matéria orgânica vegetal em decomposição (saprófagas) ou são predadoras. Os ovos são postos próximos às carcaças e, quando a larva eclode, é alimentada pelo adulto e também se alimenta diretamente das carcaças. O desenvolvimento dura poucos dias e a empupação ocorre perto da carcaça.

Está dividida em duas subfamílias, Nicrophorinae e Silphinae, as duas com registros para o Brasil. Referências são Peck & Anderson (1985) e Sikes *et al.* (2002).

19. Staphylinidae (inclui Brathinidae, Dasyceridae, Empelidae, Micropeplidae, Oxytelidae, Oxyporidae, Pselaphidae, Scaphidiidae) (Figs. 32.68-79). Os principais nomes populares são bicho-de-fogo, caga-fogo, caga-pimenta, fogo-selvagem, mijão, podó, potó, potó-pimenta, trepa-moleque, tucura.

Staphylinidae é a segunda maior família de Coleoptera. É muito variável na forma, mas a maioria possui élitros curtos e truncados, expondo mais da metade do abdômen (seis ou sete tergitos) e procoxas geralmente contíguas. Pselaphinae tem o abdômen mais rígido e geralmente apenas cinco ventritos, mas são facilmente reconhecidos pelo corpo compacto e antenas geralmente clavadas. Outros estafilinídeos atípicos também podem ser reconhecidos pela forma particular do corpo. Alguns possuem élitros longos, que cobrem quase todo o abdômen, mas podem ser identificados pela presença de seis ventritos e ausência do quarto tarsômero lobado. Comprimento entre 1 e 40 mm, geralmente alongados, com margens laterais paralelas; às vezes achatados ou abaulados; muito esclerosados. Maioria negra ou castanha, mas alguns amarelados, castanho–avermelhados, metálicos ou formando padrões coloridos; glabros ou pubescentes.

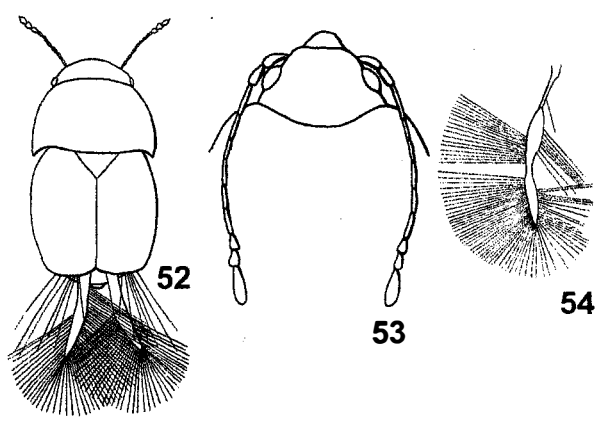
Os adultos possuem glândulas defensivas abdominais associadas a reservatórios e estruturas para dispersão, com posição e estrutura diferentes nas várias subfamílias.

Adultos e larvas, com algumas exceções, consomem o mesmo tipo de alimento. Geralmente são predadores (generalistas ou especialistas), micófagos ou saprófagos. São abundantes em hábitats de floresta ou de bosque, mas muitas espécies ocorrem no gramado, arbusto ou na copa das árvores. Vivem em ambientes úmidos; em geral, são raros em hábitats secos. Geralmente ocupam superfície de escombros de plantas, solo, grama, embaixo de casca ou dentro de troncos, serapilheira, excrementos, carniça e fungos. Adultos de algumas espécies ficam na vegetação esperando sua presa ou nas flores alimentando-se de pólen; algumas são fungívoras, fitófagas ou inquilinas de ninhos de vertebrados e insetos sociais ou não sociais. Os mirmecófilos ou termitófilos vivem em comensalismo, mutualismo ou simbiose com formigas e cupins. Em troca do alimento que recebem, oferecem a secreção das glândulas anexas aos tricomas nas laterais do abdômen. As larvas geralmente são predadoras e ocorrem nos mesmos hábitats dos adultos. Larvas e adultos podem ser importantes predadores de invertebrados pragas da agricultura. Espécies de Scaphidiinae são encontradas em cogumelos, tronco de árvores, sobre casca ou madeira em decomposição; muitas espécies de Pselaphinae vivem sob pedras e casca alimentando-se principalmente de ácaros.

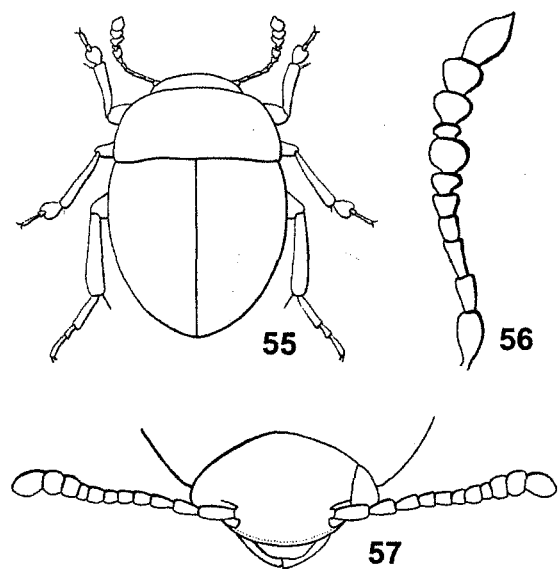
A maioria é solitária, mas um comportamento subsocial envolvendo cuidado parental dos ovos e/ou larvas foi observado em Oxyporinae, Oxytelinae e Aleocharinae.

As maiores espécies brasileiras pertencem a *Eulissus* Mannerheim, *Sterculia* Laporte e *Trigonopselaphus* Gemminger & Harold. A mobilidade dos tergitos e ventritos permite andarem com o abdômen voltado para cima, principalmente quando atacados. Espécies de *Paederus* Fabricius (Paederinae), conhecidas como potós, causam lesões produzidas pela secreção das glândulas pigidiais. A secreção do potó possui propriedades cáusticas e vesicantes à pele, determinando eritema, prurido, vesiculação e ulceração. Várias espécies termitófilas têm o abdômen desenvolvido (fisogastria) ou projeções membranosas salientes. Membros de Gyrophaenina, associados a cogumelos frescos, evoluíram para uma condição subsocial, onde a fêmea cuida dos ovos em uma câmara. Espécies de *Amblyopinus* Solsky (Habrocerinae) são ectoparasitas de ratos e gambás.

Referências importantes são Herman (1970, 1981, 2001a-g), Ashe (1984), Chandler (1988), Hlavac & Chandler



Figuras 32.52-54. Ptiliidae. **52**, hábito, vd; **53**, cabeça, vd; **54**, asa.



Figuras 32.55-57. Leiodidae. **55**, *Scotocryptodes germaini* Portevin (Leiodinae), vd; **56**, *Dissochaetus villosus* Szymczakowski (Cholevinae), antena; **57**, *Adelopsis* sp. (Cholevinae), cabeça, vf.

(2005), Thayer (2005) e Newton & Chandler (2006/2007).

Está dividida em 31 subfamílias, sendo 20 de ocorrência na Região Neotropical, das quais 12 ocorrem no Brasil (ver chave abaixo). As subfamílias ausentes no Brasil são Apateticinae, Dasycerinae, Empelinae, Glypholomatinae, Habrocerinae, Leptotyphlinae, Megalopsidiinae, Micropeplinae, Microsilphinae, Neophoninae, Olisthaerinae, Oxyporinae, Phloeocharinae, Proteininae, Protopselaphinae, Pseudopsinae, Solierinae, Trichophyinae e Trigonurinae.

Chave para subfamílias (adaptada de Newton *et al.* 2001)

1. Antena inserida na superfície da cabeça, posterior à linha que limita a margem anterior dos olhos **2**

— Antena inserida na fronte ou margem lateral da cabeça, anterior à linha que limita a margem anterior dos olhos **4**

2(1). Élitros longos, expondo um ou dois tergitos abdominais. Corpo curto, convexo, oval ou oval alongado com contorno curvo. Tegumento geralmente brilhante e pouco ou muito glabro. Cabeça hipognata (Fig. 32.77) ..... **Scaphidiinae**

— Élitros curtos, expondo 5–6 tergitos abdominais. Corpo alongado, raramente oval, raramente com contorno curvo. Tegumento geralmente cerdoso e não brilhante. Geralmente prognato, raramente hipognato **3**

3(2). Procoxa fechada na base; trocantinos não visíveis; metacoxas pequenas, separadas; cabeça mais larga que o protórax, com olhos enormes, bulbosos (Fig. 32.68); tarsos diferentes do abaixo ..... **Steninae**

— Procoxa não fechada; trocantino pequeno, mas visível. Metacoxas contíguas. Olhos variáveis, mas não enormes e bulbosos (Fig. 32.69). Tarsos 4–4–5 ou outra combinação heterômera ..... **Aleocharinae** (parte)

4(1). Corpo robusto, relativamente inflexível, geralmente castanho–avermelhado, com fóvea cônica profunda no vértice e geralmente outras partes do corpo (Figs. 32.74-75). Palpo maxilar com 1 a 4 palpômeros. Tarsos 3–3–3, raramente aparentando 2–2–2. Ventritos abdominais III e IV geralmente com densa franja de cerdas cobrindo a impressão basal no ventrito IV ..... **Pselaphinae**

— Corpo menos robusto, mais flexível. Geralmente castanho-escuro ou preto. Sem fóvea profunda no vértice, este às vezes com fosseta tentorial. Palpo maxilar aparentando não ter mais que quatro palpômeros. Tarsos geralmente 5–5–5, às vezes 2–2–2, 3–3–3 ou 4–4–4. Ventritos III e IV sem densa franja de cerdas **5**

5(4). Cabeça (Fig. 32.76) com um par de ocelos entre a margem posterior dos olhos; se ocelos indistintos, então élitros escondendo todos ou todos exceto dois últimos tergitos e antena com clava distinta, trímera ..... **Omaliinae** (parte)

— Cabeça sem ocelos; sem a outra combinação de caracteres **6**

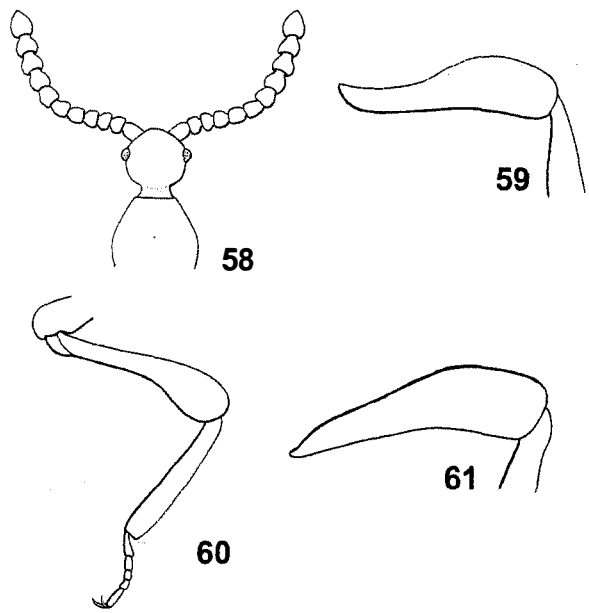
6(5). Abdômen com sete ventritos; ventrito II completo. (Fig. 32.71) ..... **Oxytelinae**

— Abdômen com seis ventritos; ventrito II ausente ou rudimentar **7**

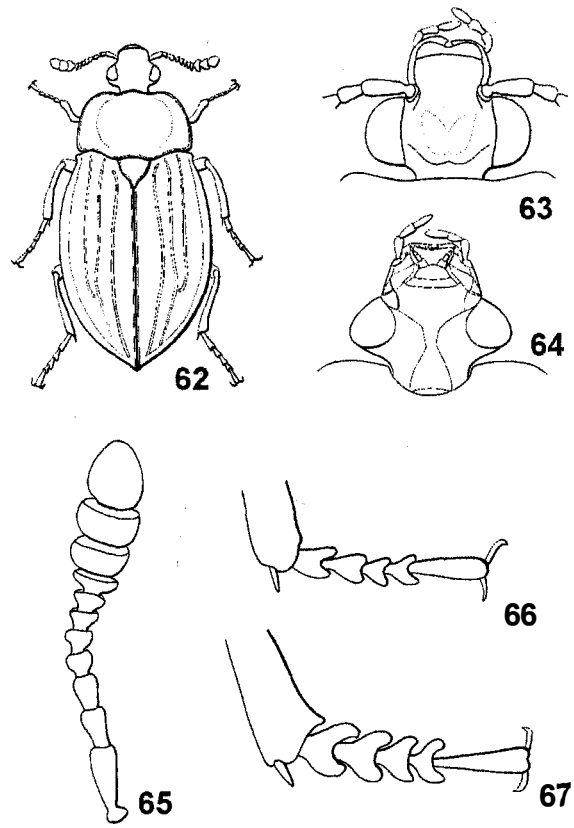
7(6). Antena com 10 antenômeros. Menores que 2 mm de comprimento. Forma amplamente oval .... **Aleocharinae: Hypocyphtini**

— Antena com 11 antenômeros. Tamanho e forma variada **8**

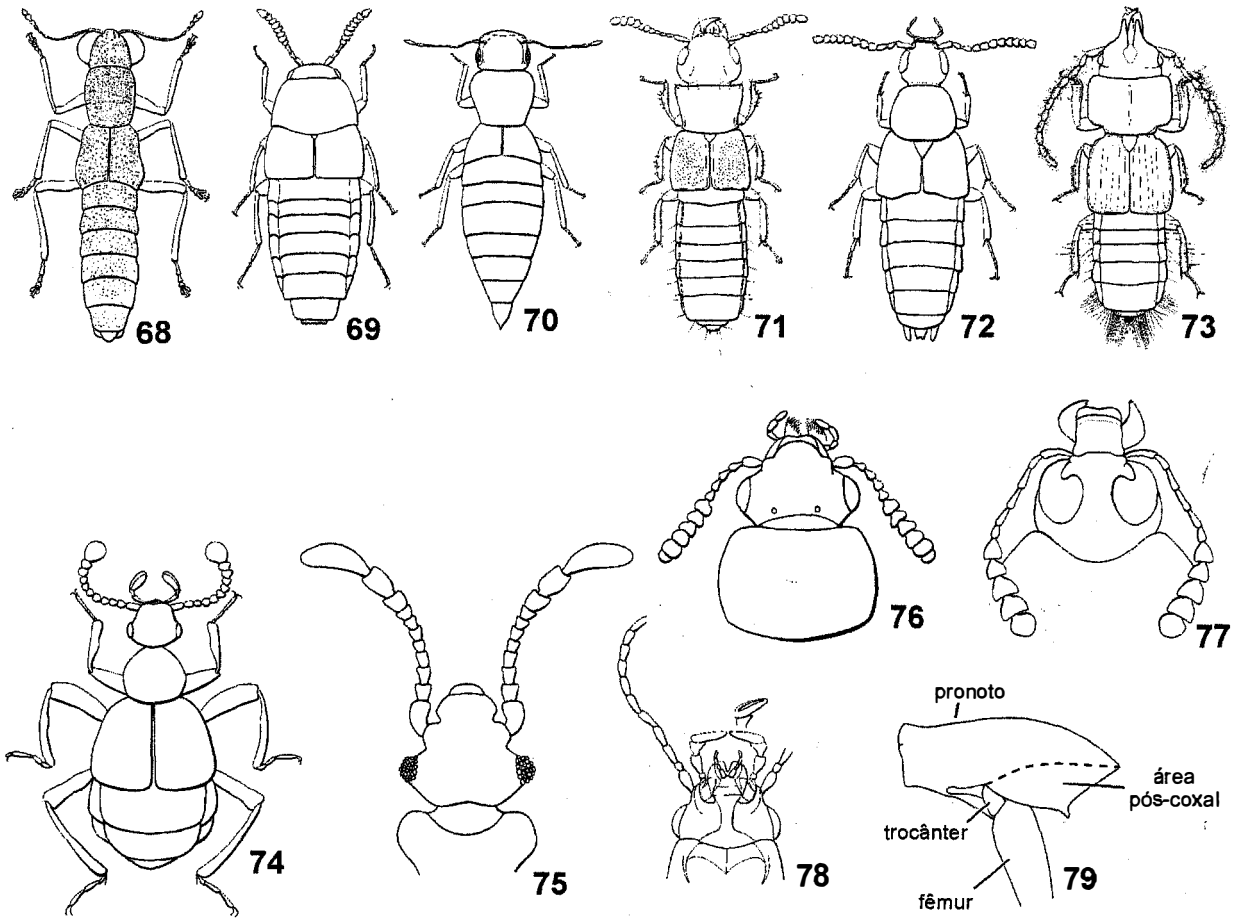
8(7). Último palpômero maxilar alargado, levemente arqueado, com ápice obliquamente truncado, margem apical levemente côncava, com textura ..... **Paederinae: Pinophilini**



Figuras 32.58-61. Scydmaenidae. **58**, cabeça, vd; **59**, fêmur anterior; **60**, perna média; **61**, fêmur médio.



Figuras 32.62-67. Silphidae; *Oxelytrum discicollis* Brullé (Silphinae): **62**, hábito, vd; **63-64**, cabeça, vd e vv; **65**, antena; **66-67**, tarso anterior da fêmea e do macho;



Figuras 32.68-79. Staphylinidae; **68**, Steninae: *Stenus* sp., vd; **69**, Aleocharinae: *Aleochara lateralis* Erichson, vd; **70**, Euaesthetinae: *Stenaesthetus* sp., vd; **71**, Oxytelinae: *Oxytelus* sp., vd; **72**, Staphylininae: *Philonthus aeruginosus* Nordmann, vd; **73**, Piestinae: *Piestus* sp., vd; **74-75**, Pselaphinae; **74**, *Hamotus* sp, vd; **75**, *Hamotocellus* sp, cabeça, vd; **76**, Omaliinae: *Phloeonomus* sp., pronoto e cabeça, vd; **77**, Scaphidiinae: *Scaphidium* sp., cabeça, vf; **78-79**, Paederinae: *Ophites fauveli* Lynch; **78**, cabeça, vv; **79**, pronoto, trocânter e parte anterior do fêmur (vl).

— Último palpômero diferente **9**

9(8). Abdômen sem suturas laterais separando a maioria dos tergos e esternos; cada segmento abdominal formando um anel contínuo. Abdômen cilíndrico **10**

— Abdômen com suturas laterais separando tergos e esternos, geralmente com paratergitos formando margem proeminente perto do tergito; se paratergitos ausentes e suturas inconspícuas, então abdômen estreitado da base para o ápice **11**

10(9). Labro largo com margem anterior geralmente denteada. Mandíbula longa, falciforme ..... **Euaesthetinae** (parte)

— Labro com margem anterior não denteada. Mandíbula curta, não falciforme ..... **Osoriinae** (parte)

11(9). Procoxa com uma pequena parte exposta no ápice; protrocantino bem desenvolvido, maior que a parte apical da coxa e, às vezes, maior que o hipômero pronotal. Corpo extremamente achatado. Pronoto estreitado na base. Abdômen sem laterotergitos. Cabeça geralmente maior que o pronoto .. .. **Osoriinae: Eleusinini**

— Protrocantino não tão desenvolvido, menor que a parte exposta da procoxa ou completamente escondido pelo prosterno e hipômero pronotal. Outros caracteres não como acima **12**

12(11). Procoxa pequena e globular em vista ântero–lateral **13**

— Procoxa maior, mais alongada em vista ântero–lateral **14**

13(12). Protrocantino escondido. (Fig. 32.70) .... **Euaesthetinae** (parte)

— Protrocantino exposto. Protíbia espinhosa externamente. (Fig. 32.73) ..... **Piestinae**

14(12). Cabeça constrita atrás dos olhos para formar um pescoço distinto, claramente visível de cima **15**

— Cabeça de lados paralelos ou convergindo ininterruptamente para a base, não constrito para formar pescoço claramente visível de cima. Élitros com, no máximo, uma estria sutural impressa ..... **Tachyporinae**

15(14). Protrocantino achatado, na forma de lâmina, geralmente projetando–se anteriormente. Parte exposta da metacoxa estreita, mais ou menos cônica, com impressão transversa, ápice fortemente projetado posteriormente, extremidade anterior fortemente convexa, face posterior da coxa (escondida pelo metasterno em vista ventral) vertical **16**

— Protrocantino com extremidade externa mais ou menos reta, cortante, não projetada ou raramente escondida pelo

prosterno e hipômero pronotal. Metacoxa posterior variável, geralmente transversa, com parte lateral visível em vista ventral, ápice não muito proeminente, extremidade anterior reta ou levemente curva. Abdômen sem aberturas glandulares no tergito IX, mas com glândulas defensivas associadas com projeção interna anterior na base do ventrito VIII .... **Omaliinae** (parte)

16(15). Pronoto com área pós-coxal grande (Fig. 32.79). Membranas intersegmentais do abdômen com padrão quadriculado..... .....**Paederinae: Paederini**

— Pronoto sem área pós-coxal ou com área translúcida pequena. Membranas intersegmentais do abdômen geralmente com escleritos pequenos com padrão triangular ou arredondado .. (Fig. 32.72) ..... **Staphylininae**

Série Scarabaeiformia (= Lamellicornia)

Scarabaeoidea

Os adultos distinguem-se principalmente por: (1) protórax escavador, com coxas bem desenvolvidas (quase sempre com trocantinos escondidos e cavidades fechadas) e tíbias geralmente denteadas com um esporão; (2) asas membranosas com venação reduzida e forte mecanismo elástico intrínseco para dobramento; (3) clava antenal lamelada; (4) sem placas metacoxais; (5) ventrito II representado apenas pela porção lateral; (6) tergito VIII formando um pigídio verdadeiro e não escondido pelo VII; e (7) quatro túbulos de Malpighi.

Há uma tendência para a redução do oitavo espiráculo, movimento do espiráculo terminal dorsal ou ventralmente, perda do aparelho de fechamento do espiráculo larval, redução do número de antenômeros do adulto e aumento dos larvais de 3 para 4. O grupo parece ser primariamente adaptado a escavar o solo, secundariamente tendendo a outras direções. A perda do aparelho de fechamento espiracular pode estar correlacionada com o desenvolvimento do espiráculo cribriforme, embora em Trogidae as duas estruturas ocorram juntas.

20. Lucanidae (Fig. 32.80). Nomes populares: cabra-loira (*Lucanus* sp.), cervo-voador (*Lucanus cervus* L.). Comprimento entre 8 e 60 mm, corpo alongado, levemente convexo ou subdeprimido ou cilíndrico. Coloração de castanho–avermelhada a negra. Os machos da maioria das espécies têm as mandíbulas extremamente desenvolvidas, que, em geral, são utilizadas para o combate com machos oponentes para estabelecer dominância. As mandíbulas das fêmeas são normais. Na maioria dos machos, o desenvolvimento das mandíbulas é alométrico, isto é, o tamanho delas é proporcional ao tamanho do corpo. Aqueles com mandíbulas bem desenvolvidas são chamados de machos maiores, mas existem espécimes com mandíbulas normais que são denominados machos menores.

Os lucanídeos geralmente estão associados com madeira em decomposição. Os adultos de algumas espécies são atraídos pela luz e podem alimentar-se de exsudados de árvores. Espécies de tamanho pequeno foram observadas alimentando-se em flores. Os ovos são postos em fendas de troncos mortos e madeira caída e a larva alimenta-se de madeira em decomposição.

Está dividida em seis subfamílias, todas com registros no Brasil: Aesalinae, Lampriminae, Lucaninae, Nicaginae, Penichrolucaninae e Syndesinae. Referências úteis são Mizunuma & Nagai (1994), Ratcliffe (2002) e Scholtz & Grebennikov (2005).

21. Passalidae (Fig. 32.81). Nome popular: carapicu. Constituem um grupo com distribuição predominantemente tropical. A forma do corpo (alongada e achatada dorso-ventralmente) e a forma do mento, profundamente emarginado na região apical, ajudam a distinguir esta família das outras de Scarabaeoidea. Comprimento entre 18 e 80 mm, forma cilíndrico–alongada e achatada. Coloração negra (espécimes jovens alaranjados a castanhos); região ventral com ou sem cerdas eretas, amareladas e moderadamente densas. Os adultos vivem em madeira em adiantado estado de decomposição e, junto com as larvas, formam grupos familiares subsociais. Todos os estágios são encontrados em galerias na madeira que são escavadas pelos adultos. Os ovos usualmente são postos em um "ninho" de serragem. Os ovos recém-postos de muitas espécies são vermelhos e, conforme amadurecem, mudam para castanho e, depois, verde. Adultos e larvas comunicam-se por estridulação e podem produzir 14 diferentes chamados. Os adultos cuidam e alimentam as larvas e preparam o alimento mascando-o e misturando com saliva. As larvas parecem depender da polpa de madeira preparada pelos adultos e são incapazes de se desenvolver sem a presença dos adultos. Adultos e larvas precisam ingerir fezes de adultos que estão pré-fermentadas pela microflora intestinal (essencialmente um rúmen externo).

Está dividida em duas subfamílias, ambas com registros no Brasil: Aulacocyclinae e Passalinae. Referências importantes são Reyes-Castillo (1970), Schuster (2002), Fonseca & Reyes-Castillo (2004) e Scholtz & Grebennikov (2005).

22. Trogidae. Constitui um pequeno grupo que ocorre na maioria dos continentes. Os adultos são reconhecidos pela aparência enrugada, incrustada com sujeira, coloração castanha, cinza ou negra e abdômen achatado. Comprimento entre 2,5 e 20 mm, forma oblonga–oval, convexa; frequentemente com cerdas curtas, moderadamente densas, castanhas ou cinza; superfície dorsal geralmente com aspecto gorduroso ou com sujeira incrustada. Adultos e larvas são encontrados em restos secos de carcaças, em ninhos de aves e mamíferos alimentando-se de fezes, pelos, penas e pele.

São mais diversificados nas regiões temperadas e subtropicais e mais comuns em hábitats áridos. Adultos e larvas estão entre os últimos necrófagos que visitam animais mortos, onde se alimentam de penas, pelos e pele. São os únicos Scarabaeoidea em que as larvas e adultos de todas as espécies se alimentam primariamente de queratina. Adultos de muitas espécies são atraídos por luz à noite. A biologia de muitas espécies permanece pouco conhecida devido à associação especializada com ninhos de aves e mamíferos. Quando ameaçados, os adultos fingem-se de mortos e permanecem imóveis. Esse comportamento, associado com a aparência de sujeira incrustada, os capacitam a evadir-se de predadores potenciais que podem estar ocupando as carcaças. Adultos estridulam raspando o plectro, localizado

no penúltimo segmento abdominal, na margem interna dos élitros. As larvas que se alimentam de carcaças vivem em orifícios curtos e verticais e sob elas, mas não estridulam. As principais referências são Scholtz (1990), Jameson (2002b) e Scholtz & Grebennikov (2005).

23. Glaresidae Família monogenérica para *Glaresis* Erichson. Ocorre em todos os continentes, exceto Austrália. Comprimento entre 2,5 e 6 mm, oblongo-ovais, convexos. Coloração variando de castanho-avermelhada a castanho-escura; dorso com cerdas curtas e moderadamente densas. Habitam áreas arenosas áridas. Pouco se sabe sobre seus hábitos. As larvas são desconhecidas. Os adultos são atraídos por luz. Estridulam quando manipulados e, baseado na forma da lacínia, supõe-se que sejam micófagos. Referências mais importantes são Scholtz *et al.* (1994), Jameson (2002a) e Scholtz & Grebennikov (2005).

24. Bolboceratidae (Bolboceridae; inclui Athyreinae). Tem ampla distribuição geográfica, com adultos arredondados e fortemente convexos, coloração geralmente castanho-amarelada, ocasionalmente bicolorida. Comprimento entre 5 e 40 mm. Pouco se sabe sobre a biologia da maioria das espécies, mas alguns adultos já foram observados provisionando cavidades com húmus para servirem de alimento para larvas. Nas espécies americanas de *Bolboceras* Kirby, ovos, larvas, pupas e adultos já foram encontrados juntos em um mesmo orifício. Os túneis podem se estender a uma profundidade de até 3 m. Os adultos são noturnos e são atraídos pela luz, mas algumas espécies do gênero africano *Bolbocaffer* Vulcano, Martínez & Pereira são diurnas.

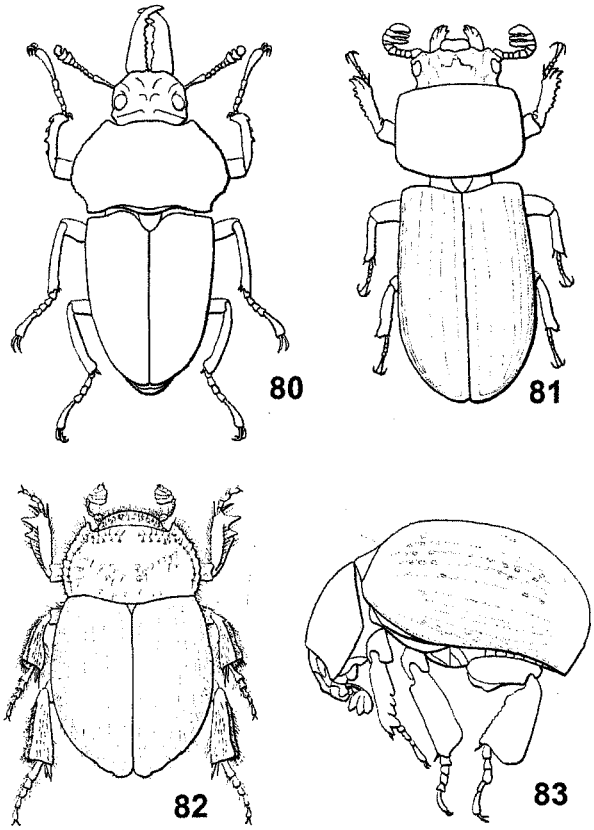
Está dividida em duas subfamílias, ambas com registros para o Brasil: Athyreinae e Bolboceratinae. Referências para o grupo são Howden (1985a-b), Ide & Martínez (1994), Jameson (2002c) e Scholtz & Grebennikov (2005).

25. Ochodaeidae. Constituem um pequeno grupo com distribuição mundial. Comprimento entre 3 e 10 mm, forma alongada e oval. Coloração amarelada, castanha, castanho-avermelhada ou negra, raramente bicolorida. Pouco se sabe sobre a biologia. Existem poucos registros de observações sobre os hábitos dos adultos e larvas, exceto de que os adultos da maioria das espécies são noturnos e atraídos por luz, às vezes em grande número. Adultos de algumas espécies são diurnos e são coletados com redes de varredura e armadilha Malaise. Adultos já foram encontrados associados com detritos de formigas ceifadeiras, com esporos de basidiomicetos nos intestinos médio e posterior. Muitos são encontrados em áreas arenosas e estridulam; acredita-se que se alimentem de fungos.

Está dividida em duas subfamílias, Chaetocanthinae e Ochodaeinae, ambas com registros para o Brasil. Duas referências mais importantes são Carlson (2002) e Scholtz & Grebennikov (2005).

26. Ceratocanthidae (Fig. 32.83). Constituem um grupo distinto porque muitas espécies, no estágio adulto, quando perturbados, são capazes de se enrolar, defletindo a cabeça, pronoto e pernas, escondendo totalmente a região ventral e formando uma esfera compacta. Quando contraídos dessa forma, lembram sementes arredondadas. Esse comportamento provavelmente permite que se evadam de potenciais predadores. Comprimento entre 2 e 9 mm, forma quase esférica quando a cabeça e pronoto estão defletidos. Coloração negra, esverdeada, púrpura, frequentemente com brilho metálico. Adultos podem ser coletados em troncos e ramos de árvores e lianas mortas, sobre fungos, em galerias de Passalidae, ocasionalmente com armadilha luminosa. Também foram encontrados em associação com cupins e formigas. Provavelmente se alimentam de fungos ou madeira em decomposição. Larvas já foram coletadas em cupinzeiros, madeira em decomposição, galerias de Passalidae etc. Podem ser consultados Paulian (1982), Carlson (1991), Howden & Gill (2000), Jameson (2002e) e Scholtz & Grebennikov (2005).

27. Hybosoridae (Fig. 32.82). Distinguem-se de outros Scarabaeoidea pelas mandíbulas e labro proeminentes, antenas com dez antenômeros e clava com três, sendo o basal da clava côncavo, alojando os outros dois terminais. Comprimento entre 5 e 7 mm, coloração de castanho-clara a negra, brilhante. Pouco se sabe sobre a biologia, a não ser que os adultos são atraídos por luz e que se alimentam de cadáveres de vertebrados e invertebrados nos estágios iniciais de decomposição; algumas espécies são encontradas em excrementos. *Hybosorus*



Figuras 32.80-83. Hábitos. **80**, Lucanidae: *Pholidotus spixi* Perty, vd (Lucaninae); **81**, Passalidae: *Passalus plicatus* Percheron, vd (Passalinae); **82**, Hybosoridae: *Chaetodus* sp., vd; **83**, Ceratocanthidae: *Germarostes macleayi* (Perty), vl.

illigeri Reiche tem ocorrência relatada em campos de golfe. As larvas são encontradas em matéria vegetal em decomposição e estridulam atritando as pernas anteriores na margem anterior da epifaringe. Referências são Ide *et al.* (1990), Jameson (2002d) e Scholtz & Grebennikov (2005).

28. Scarabaeidae (inclui Aclopidae, Cetoniidae, etc.) (Figs. 32.84-89). Os principais nomes populares são: besouro-bola, besouro-da-cana, besouro-de-chifre, besouro-mamona, besouro-rinoceronte, bicho-bolo, bicho-gordo, bosteiro, capitão, caracachá, cascudo, coró, embola bosta, escaravelho, forreca, torresmo, pão-de-galinha, rola-bosta, torresmo, touro-voador, vira-bosta.

Comprimento entre 1,4 e 166 mm. Forma variável, oval, suboval, quadrada, cilíndrica. Coloração variável, com aspecto metálico, com ou sem reflexos metálicos, tegumento cerdoso ou não. Formam um grupo extremamente diversificado de insetos. Constituem-se em componentes conspícuos da fauna de Coleoptera da maioria das regiões zoogeográficas. Adultos de muitas espécies são notáveis pelo tamanho, coloração brilhante, ornamentação frequentemente elaborada e ciclos de vida interessantes. Inclui o besouro-golias, *Goliathus goliathus* (L.) da África, um dos insetos mais pesados conhecidos (mais de 100 g), o besouro-elefante, *Megasoma elephas* (Fabricius), e o besouro-hércules, *Dynastes hercules* (L.), ambos da América tropical, conhecidos por seu grande tamanho (mais de 160 mm de comprimento para o besouro–hércules) e cornos bem desenvolvidos nos machos.

A biologia é extremamente diversificada e inclui adultos que se alimentam de excrementos, cadáveres, fungos, vegetação, pólen, frutos ou raízes. Algumas espécies são mirmecófilas, termitófilas ou vivem em ninhos de roedores e aves. Algumas espécies de coprófagos de *Canthon* Hoffmannsegg e *Copris* Geoffroy (Scarabaeinae) cuidam de suas larvas ou das bolas de excrementos nas quais as larvas estão instaladas. Alguns são diurnos e podem ser observados em flores ou sobre vegetação, enquanto muitas outras são noturnas e atraídas por luz. Adultos e larvas de poucas espécies são consideradas de importância econômica e podem causar danos devido à desfolha ou ataque as raízes. Muitas espécies são consideradas benéficas, pois são polinizadoras, reciclam material vegetal e excrementos.

Muitas espécies têm requisitos ecológicos específicos. Algumas são especializadas em excrementos de uma única espécie de vertebrado, outras produzem bolas de excrementos e as rolam para longe da massa para evitar competição com outros coprófagos, podem estar associadas a ninhos de vertebrados, alimentar-se de fungos ou ocorrem em ninhos de formigas. A maioria dos Melolonthinae, Dynastinae, Rutelinae e Cetoniinae alimenta-se de material vegetal. Larvas de muitos dinastíneos e rutelíneos utilizam madeira em decomposição com o alimento. Larvas de melolontíneos (por exemplo, *Phyllophaga* spp.), rutelíneos (*Anomala* spp.) e dinastíneos (*Cyclocephala* spp.) alimentam-se de raízes de gramíneas.

As larvas da maioria desenvolvem-se de maneira similar. Os ovos são depositados pelas fêmeas em solo apropriado, excremento ou outro tipo de material orgânico. Após a emergência, as larvas sofrem duas mudas e empupam em casulo construído pela larva de último ínstar. A emergência dos adultos ocorre em resposta a estímulos ambientais como chuva e temperatura.

Algumas referências mais importantes são Endrödi (1985), Dellacasa (1987, 1988), Ratcliffe *et al.* (2002), Canhedo (2004) e Scholtz & Grebennikov (2005).

Está dividida em 13 subfamílias, oito com registros para o Brasil (ver chave abaixo), estando ausentes Allidiostomatinae, Dynamopodinae, Euchirinae, Pachypodinae e Phaenomeridinae.

Chave para as subfamílias

1. Abdômen com cinco ventritos. Antena com nove antenômeros. Pronoto e élitros com cerdas longas e esparsas. Machos com meso e metatarsos mais longos que o comprimento dos outros tarsômeros juntos. Corpo muito alongado, alados. Fêmeas ápteras, com élitros soldados, curtos, deixando os dois últimos tergitos expostos. Pernas mais curtas que as dos machos. Comprimento entre 4 e 12 mm ..... **Aclopinae**

— Abdômen com seis ventritos **2**

2(1). Pigídio coberto total ou quase totalmente pelos ápices dos élitros (Fig. 32.86). Comprimento entre 1,5 e 13 mm .... **Aphodiinae**

— Pigídio exposto. Comprimento maior que 5 mm **3**

3(2). Inserção antenal visível de cima (Fig. 32.85). Clípeo com lados constritos medianamente pouco antes dos olhos .... **Cetoniinae**

— Inserção antenal não visível de cima. Clípeo com lados não constritos **4**

4(3). Ventritos distintamente estreitados na região mediana. Comprimento de todos os ventritos juntos menor que o comprimento do metasterno. Escutelo não visível na maioria das espécies (Fig. 32.87) ..... **Scarabaeinae**

— Ventritos abdominais não estreitados na região mediana. Comprimento de todos os ventritos juntos maior que o do metasterno. Escutelo visível na maioria das espécies **5**

5(4). Garras dos meso e metatarsos com comprimentos diferentes (Fig. 32.88) ..... **Rutelinae**

— Garras dos meso e metatarsos com comprimentos iguais .. **6**

6(5). Garras dos meso e metatarsos bífidas ou denteadas ou base do pronoto muito mais estreita que a base dos élitros (Fig. 32.89) ..... **Melolonthinae**

— Garras dos meso e metatarsos simples, largura da base do pronoto similar a largura da base dos élitros **7**

7(6). Bases dos esporões das tíbias posteriores adjacentes. Comprimento superior a 10 mm (Fig. 32.84) .... **Dynastinae**

— Bases dos esporões das tíbias posteriores separadas pelo tarsômero basal. Comprimento inferior a 10 mm, se maior, coloração cinzento–acastanhada e corpo coberto por pontuação grossa e densa ..... **Orphninae**

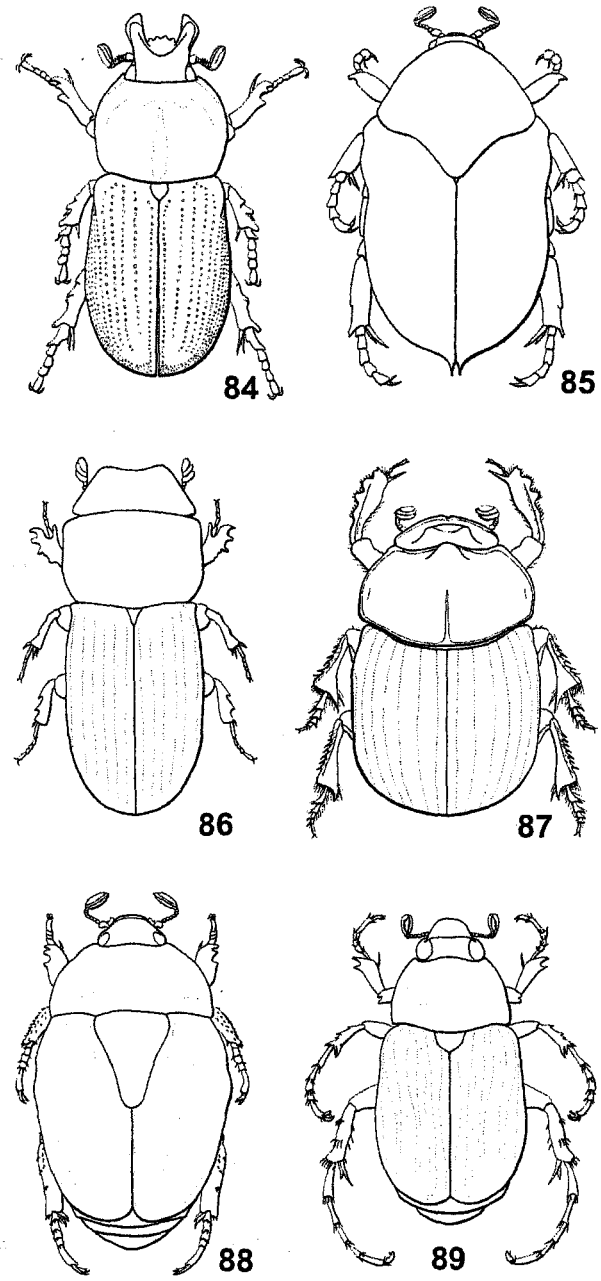
Série Elateriformia (= Dasciliformia; inclui Eucinetiformia)

Uma característica geral compartilhada pela maioria dos membros dessa série é o ciclo de vida heterogêneo, com larvas de vida longa e adultos de vida curta, geralmente ocupando diferentes hábitats. Os adultos geralmente têm corpo aerodinâmico e mecanismo de articulação pró-mesotorácico

complexo ou, se ausente, com um sistema de defesa químico e coloração aposemática. Antenas geralmente serradas, raramente clavadas e, com exceção dos grupos distais, de corpo mole, as metacoxas são mais ou menos escavadas para receber os fêmures.

Scirtoidea (= Eucinetoidea)

Retêm várias características primitivas de Polyphaga e compartilham o tipo de mecanismo compacto, onde a cabeça em repouso é hipognata e se encaixa contra as procoxas ou metasterno.



Figuras 32.84-89. Scarabaeidae, vd; **84**, Dynastinae: *Trioplus cylindricus* (Mannerhein); **85**, Cetoniinae: *Hoplopyga brasiliensis* (Gory & Percheron); **86**, Aphodiinae: *Saprosites* sp.; **87**, Scarabaeinae: *Deuchus mutilatus* Harold; **88**, Rutelinae: *Macraspis cincta* (Drury); **89**, Melolonthinae: *Isonychus* sp.

29. Eucinetidae (= Cryptomeridae). Corpo elíptico e compacto, com placas metacoxais muito desenvolvidas. Comprimento entre 1,3 e 4 mm. Corpo fusiforme, compacto, de levemente achatado a convexo. Coloração castanha ou negra, com antenas e pernas mais claras; geralmente pubescência clara e densa. No Brasil, ocorrem *Jentozkus* Vit e *Eucinetus* Germar.

As larvas são semelhantes à de muitos Cucujoidea, diferindo principalmente pela presença de gálea e lacínia distintas e espiráculos anulares. São desconhecidas para o Brasil. Os adultos estão associados com madeira apodrecida e folhiço onde ocorrem sob casca e são micófagos. *Jentozkus plaumanni* Vit possui aparelho bucal picador-sugador.

Vit (1977, 1990) são referências para o grupo.

30. Scirtidae (= Cyphonidae, Helodidae, Elodidae) (Fig. 32.90). Cabeça defletida, procoxas cônicas, largas, ligeiramente achatadas e protórax curto e largo. Comprimento entre 1,5 e 12 mm; corpo oblongo ou ovoide, de levemente achatado a fortemente convexo. Coloração de amarelada a negra, às vezes com manchas; geralmente finamente pubescente. Uma das espécies mais comuns no Brasil é *Ora complanata* (Guérin–Méneville). Os adultos geralmente são encontrados sobre a vegetação perto da água, enquanto as larvas geralmente ocorrem em hábitats lênticos, como lagos, pântanos e buracos de árvores, mas também foram encontradas em madeira apodrecida e úmida. São voadores ativos e espécies de alguns gêneros, como *Scirtes*, possuem metafêmures alargados e podem saltar. A preferência alimentar dos adultos é pouco conhecida, mas a variação nas mandíbulas pode indicar que alguns são predadores, enquanto outros não se utilizam de alimento sólido. As larvas são de um tipo remanescente de estágios imaturos de insetos exopterigotas, com antenas multianeladas, peças bucais filtradoras e sistema respiratório metapnêustico. São campodeiformes, aparentando imaturos de baratas, esclerosadas e marrons. São frequentemente encontradas em hábitats aquáticos. Larvas de *Scirtes* Illiger vivem na água que se acumula na bainha de bromélias e em buracos de árvores. São detritívoras filtradoras e usam o oitavo espiráculo abdominal para respirar na superfície, enquanto as papilas anais também têm função na osmorregulação. Apresentam tráqueo–brânquias filamentosas, órgãos acessórios da respiração aérea.

Dascilloidea

Os adultos compartilham os tipos de mecanismo de articulação protorácica, de metaendosternito, de venação e dobra da asa e de edeago.

31. Rhipiceridae (= Sandalidae). São sexualmente dimórficos, com antenas flabeladas nos machos, inseridas em tubérculos na base das mandíbulas, olho bem desenvolvido e tarsômeros I a IV com lobos membranosos. Comprimento entre 17 a 27 mm. Corpo de castanho–escuro a negro, às vezes com antenas alaranjadas ou cor de cedro; tórax mais escuro que os élitros; pubescência fina, curta e densa. No Brasil, ocorrem os gêneros *Rhipicera* Latreille e *Sandalus* Knoch.

As larvas são desconhecidas para o Brasil. Geralmente são parasitoides externos de ninfas de cigarras.

Os adultos não são coletados com frequência, mas podem ser encontrados agregados durante o dia, ou atraídos por luz; aparentemente não se alimentam. Os machos voam em volta das árvores onde encontram as fêmeas. Depois da cópula, a fêmea insere o ovipositor tubular em buracos ou fendas embaixo de casca, provavelmente no mesmo lugar de ovipostura das cigarras. A eclosão dos ovos produz larvas semelhantes à triungulinos, que caem no chão ou são lançados pela chuva e entram no solo juntamente com as ninfas de cigarras.

Buprestoidea

32. Buprestidae (Figs. 32.91-95). Nomes populares: broca-de-cabeça-chata, broca-da-figueira (*Colobogaster cyanitarsis* Laporte & Gory), mãe-de-sol (*Euchroma gigantea* (L.)), olho-de-sol, vaca-loura. Comprimento entre 1,5 e 80 mm. Corpo compacto geralmente alongado, de cilíndrico a achatado, esclerosado e rígido, aparentando bloco único devido à forte junção do protórax com o resto do corpo; com colorido brilhante e iridescentes, geralmente metálico ou escuro com manchas coloridas. Pubescência ausente ou variada, às vezes com cerdas escamiformes.

Adultos são facilmente reconhecidos pela cabeça hipognata, antenas geralmente serradas, sutura catepisternal e dois primeiros ventritos conatos. A maior espécie brasileira, *E. gigantea*, pode atingir 80 mm de comprimento. As menores são cilíndricas ou curtas e ovaladas (*Agrilus* Curtis, *Pachyschellus* Solier). São coletados em flores, onde se alimentam de pólen ou néctar; algumas espécies alimentam–se de raízes, galhos, folhagens ou fungos. Podem ser pragas de árvores florestais e frutíferas e plantas ornamentais; algumas espécies atacam material de construção.

As larvas são xilófagas, geralmente brocas de caule, muitas de importância econômica. Abrem galerias em galhos e troncos, vivos ou mortos; muitas são minadoras de folhas ou produzem galhas.

Está dividida em quatro subfamílias, Agrilinae, Buprestinae, Julodinae e Schizopodinae, as duas primeiras com registros no Brasil. Referências são Costa *et al.* (1988) e Holyński (1993).

Byrrhoidea (inclui Dryopoidea, Psephenoidea)

Muito variável, não é fácil de caracterizar usando apenas caracteres de adultos ou de larvas. Os adultos possuem um tipo de dobramento da asa especializado (tipo driopoide de Forbes 1960), que foi modificado subsequentemente em formas grandes, alongadas (Callirhipidae, Eulichadidae), para assemelhar-se àquela encontrada na maioria dos elateroides. As larvas de Byrrhoidea geralmente têm uma cerda pretarsal, mas as de Byrrhidae têm duas, as de Eulichadidae têm várias e as de Callirhipidae não têm cerdas.

33. Byrrhidae (inclui Syncalyptidae). Corpo compacto e muito convexo, cabeça defletida, procoxa transversa, apêndices retráteis; estão associados com musgos. Comprimento, 1,25 mm. Corpo oval alongado, convexo. No Brasil, ocorre apenas *Syncalypta striata* Pic. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Adultos e larvas de Byrrhidae geralmente são encontrados em musgos, líquens e raízes. Os adultos da maioria das espécies são ativos sob luz fraca ou à noite e ficam escondidos sob fragmentos de madeira, folhas, beirada de pedras etc. durante as horas mais claras do dia.

Está dividida em três subfamílias, Amphicyrtinae, Byrrhinae e Syncalyptinae, a última com registro no Brasil. Uma referência para a família é Reichardt (1974b).

34. Elmidae (= Elminthidae, Helminthidae, Elmididae, Limniidae) (Fig. 32.96). Os adultos distinguem-se principalmente pelo hábito aquático ou semiaquático, corpo compacto, antena fina ou levemente dilatada, olhos glabros e pernas não natatórias, com garras bem desenvolvidas. Comprimento entre 0,9 e 8 mm. Corpo de ovalado a alongado; coloração de negra a castanho-escura, algumas espécies com manchas ou bandas vermelhas ou amarelas; cerdas geralmente finas, plastrão cobrindo grande parte do ventre e pernas. Habitam quase que exclusivamente águas correntes e muito oxigenadas, mas geralmente não ocorrem em cascatas ou correntes rápidas. Os adultos de Larainae são ripários e os de Elminae são aquáticos e raramente deixam a água e respiram através do plastrão. Os adultos das duas subfamílias, principalmente recém-emergidos, são atraídos por luz ultravioleta, mas, após o voo inicial, voltam para a água. Nos Elminae, os músculos do voo atrofiam.

As larvas geralmente são aquáticas; algumas vivem entre raízes ou musgos aquáticos. O alimento consiste principalmente de matéria vegetal em decomposição, detritos e microrganismos, como diatomáceas e algas verdes. Seus movimentos são vagarosos e geralmente se aderem firmemente ao substrato. As larvas de ambas as subfamílias respiram pelas brânquias caudais; larvas de último ínstar adquirem espiráculos funcionais. Empupam em células no substrato fora d'água. Após a emergência, os adultos podem

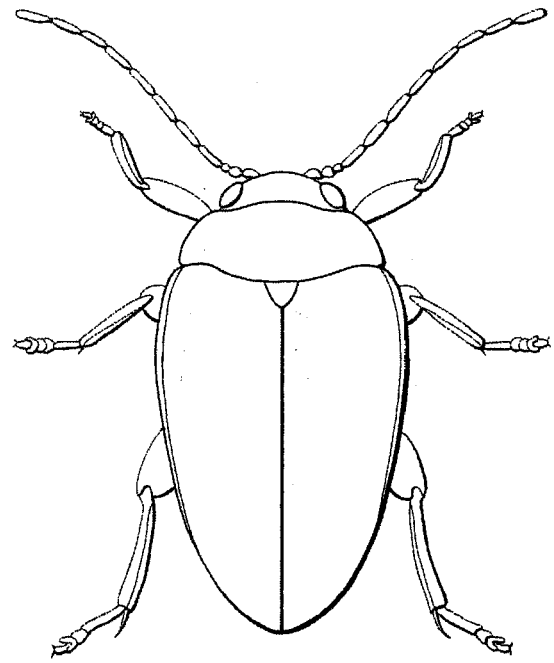


Figura 32.90. Scirtidae: *Scirtes* sp., vd.

voar. Muitas espécies são coletadas à luz. As duas subfamílias, Elminae e Larainae, ocorrem no Brasil. Referências são Brown (1981a), Spangler & Santiago (1987), Spangler (1990) e Manzo (2005).

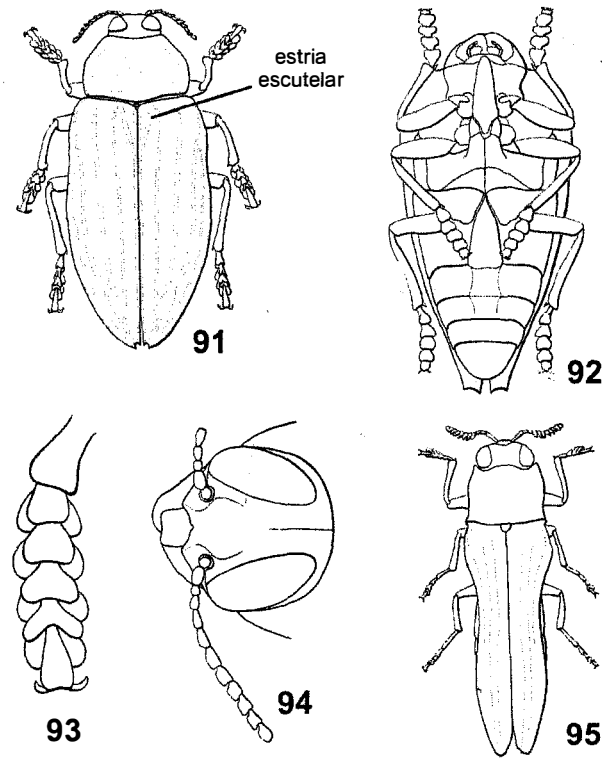
35. Dryopidae (= Parnidae; inclui Chiloeidae). Possuem antenas curtas, com a maioria dos antenômeros mais largos que longos e estão associados a ambientes aquáticos. São semelhantes a Elmidae, mas mais largos. É um dos poucos grupos de insetos com espécies cujos adultos são aquáticos e as larvas, terrestres. Comprimento entre 1 e 8 mm. Corpo largo, compacto, oval ou alongado com lados paralelos, convexo ou ligeiramente achatado. Coloração geralmente negra, cinza–opaca ou castanha; apêndices geralmente mais claros que o corpo. Pubescência variável. Os adultos de modo geral estão intimamente associados à água; vivem em troncos, galhos ou pedras dentro d'água; alguns vivem entre a vegetação na margem de lagos, enquanto outros são ripários. A maioria das larvas são terrestres e vivem em solo úmido perto de rios, enquanto algumas são aparentemente aquáticas e vivem entre musgos que crescem em rochas submersas. Alimentam-se primariamente de matéria vegetal em decomposição. A pupa é terrestre. São referências Brown (1981b) e Vanin *et al.* (1997).

36. Lutrochidae (Fig. 32.97). Adultos com forma do corpo oval característica, pubescência densa e antenas curtas, com os dois primeiros antenômeros longos e largos. Comprimento entre 4,5 e 6 mm, tegumento brilhante, castanho–escuro, densamente pontuado; pubescência densa. No Brasil, ocorre apenas *Lutrochus* Erichson. Esses besouros não são aquáticos verdadeiros, mas são quase sempre encontrados em situações ripárias. Adultos e larvas de *Lutrochus germari* Grouvelle foram encontrados em troncos caídos e submersos. Os adultos ficam permanentemente submersos, com uma bolha de ar presa pelas cerdas hidrófugas, que cobrem a maior parte do corpo. Uma referência sobre a família é Spangler *et al.* (2002).

37. Limnichidae. É caracterizada principalmente pelo tamanho pequeno, pubescência densa, protrocantinos expostos e hábitat ripário. Assemelham-se aos Byrrhidae pelas cavidades ventrais onde as pernas podem ser alojadas, mas diferem por serem mais convexos e, geralmente, pelas antenas mais delgadas, prosterno mais longo, se estendendo além das procoxas e suturas catepisternal e fronto-clipeal distintas. Comprimento entre 0,9 e 4,5 mm. Corpo alongado ou oval, convexo dorsalmente; tegumento de castanho a castanho-escuro, coberto por cerdas hidrófugas decumbentes, eretas ou ocasionalmente, microcerdas. No Brasil, ocorrem os gêneros *Byrrhinus* Motschulsky, *Eulimnichus* Casey, *Limnichoderus* Casey e *Pholacrichus* Sharp. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Os adultos geralmente são semiaquáticos ou ripários, vivem sobre plantas ao lado do leito de rios ou vegetação e madeira que emerge na água; podem ser atraídos pela luz. Geralmente são encontrados com outras famílias de Dryopoidea ripárias, como Heteroceridae ou Dryopidae. As larvas geralmente vivem em areia, lama ou serapilheira e aparentemente alimentam–se de matéria orgânica em decomposição.

Está dividida em quatro subfamílias: Cephalobyrrhinae, Hyphalinae, Limnichinae e Thaumastodinae — apenas Limnichinae tem registro para o Brasil. Referências são Wooldridge (1975) e Spangler *et al.* (2002).

38. Heteroceridae (Fig. 32.98). São reconhecidos principalmente pela pubescência densa, mandíbulas longas e projetadas para frente, tíbias achatadas e espinosas, adaptadas para escavar e ventrito I com limas estridulatórias pareadas. Comprimento entre 2,2 e 5,3 mm. Corpo alongado, coloração de castanha a enegrecida, élitros geralmente com máculas. No Brasil, ocorrem *Efflagitatus* Pacheco, *Heterocerus* Fabricius e *Tropicus* Pacheco. São besouros semiaquáticos, sem adaptações para a vida aquática. Alimentam-se de algas, diatomáceas e detritos finos. Larvas e adultos estão associados com hábitos ripários ou areia úmida e lama. Os adultos são bons voadores e podem ser encontrados a alguma distância da água; são atraídos por luz. Cavam a areia para por os ovos e as larvas podem ser encontradas em túneis superficiais, onde ingerem quantidade de substrato do qual extraem algas, diatomáceas e outra matéria orgânica. São ativos e podem voar ou rastejar para longe quando o hábitat fica inundado. Durante a inundação, também podem respirar por um curto espaço de tempo com o ar preso no túnel. Podem ser coletados lavando a camada superficial de areia e, desse modo, forçando os besouros a abandonar o túnel. Empupam dentro do túnel ou em uma câmara construída na lama. A câmara pupal geralmente tem uma "chaminé" na extremidade. Larvas, pupas e adultos de *Efflagitatus freudei* Pacheco foram coletados em areia de praias litorâneas.



Figuras 32.91-95. Buprestidae, Buprestinae. **91**, *Euchroma gigantea* (L.), vd; **92-94**, *Psiloptera bicarinata* (Thunberg): **92**, hábito, vv; **93**, tarso anterior; **94**, cabeça, vd; **95**, *Agrilaxia* sp., vd.

Está dividida em duas subfamílias, Elythomerinae e Heterocerinae, das quais apenas a última tem registro para o Brasil. Referências são Pacheco (1964) e Vanin *et al.* (1995).

39. Psephenidae (inclui Eubriidae, Psephenoididae) (Fig. 32.99). Possuem corpo achatado, arredondado ou oval, coberto por pubescência densa e curta, antenas filiformes ou serradas e procoxas com trocantinos expostos. Estão associados a correntes de água. Comprimento entre 2,8 e 8 mm; coloração negra ou castanha, às vezes com manchas. No Brasil, ocorrem os gêneros *Psephenus* Haldeman e *Pheneps* Darlington.

As larvas são estritamente aquáticas, enquanto que os adultos são estritamente terrestres. Os adultos geralmente são ripários, exceto as fêmeas, que podem por ovos sobre rochas submersas. São terrestres de vida curta e voam rapidamente, geralmente em dias ensolarados. As larvas são encontradas embaixo de rochas ou outros substratos lisos em riachos de águas torrenciais ou calmas, de onde raspam as algas para alimentação. Seu corpo achatado permite que fiquem agarradas firmemente às rochas, a salvo de predadores e de serem levadas pela correnteza. Empupam no solo, em lugar protegido, perto da água e permanecem dentro da última exúvia larval.

As pupas de Psephenidae, Hydroscaphidae e Torridincolidae são as únicas com brânquias espiraculares conhecidas em Coleoptera.

Está dividida em quatro subfamílias, Eubrianacinae, Eubriinae, Psepheninae e Psephenoidinae; apenas Psepheninae tem registro para o Brasil. Referências úteis são Brown (1983), Fernandez *et al.* (2001) e Arce-Pérez (2004).

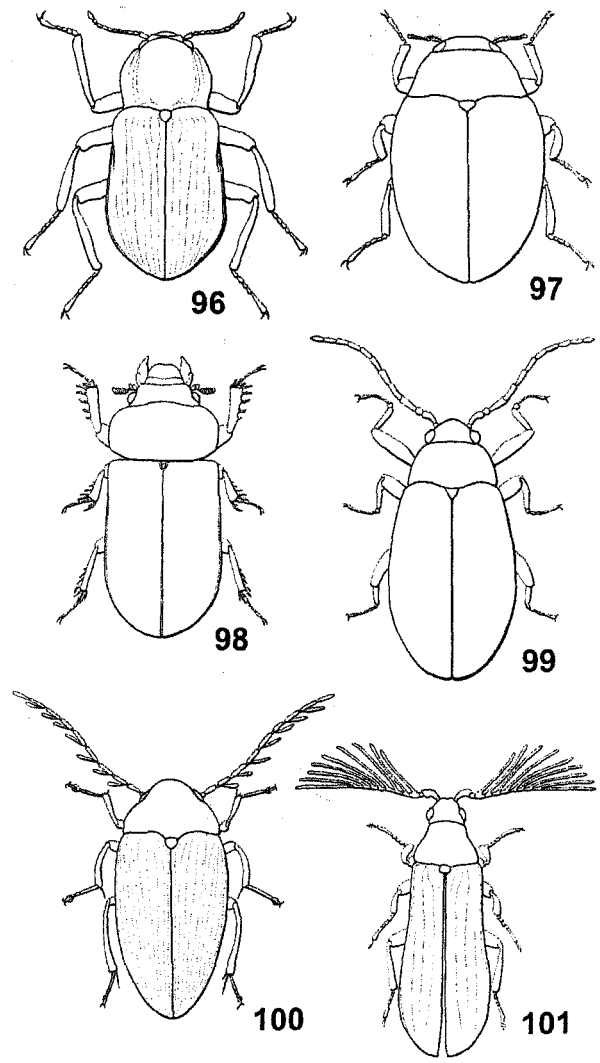
40. Cneoglossidae. Besouros com tegumento pouco esclerosado, élitros escuros e pronoto com mancha amarelada, cabeça parcialmente escondida pelo pronoto. Assemelham-se a Lampyridae. Comprimento entre 3 e 5 mm. Corpo alongado e ovalado, levemente esclerosado. Coloração escura com pronoto geralmente amarelado, com mancha mediana escura e élitros totalmente escuros ou com margens laterais amareladas. O único gênero conhecido é *Cneoglossa* Guérin–Méneville.

Larvas de *C. edsoni* Costa, Vanin & Ide foram coletadas em pequenos riachos rasos, com correnteza moderada a rápida e fundo lodoso ou arenoso. As larvas foram encontradas dentro de gravetos submersos. Uma referência é Costa *et al.* (1999).

41. Ptilodactylidae (Fig. 32.100). São reconhecidos principalmente pelo pronoto estreitado e arredondado anteriormente, com margens laterais incompletas ou obsoletas e margem basal crenulada, antenas às vezes apendiculadas, élitros macios e escutelo cordiforme. Geralmente vivem em hábitat ripário, semiaquático e aquático. Comprimento entre 2,5 e 8,5 mm. Alongado-oval, convexo, pubescente. Os adultos são atraídos pela luz e podem ser coletados sobre a vegetação ripária ou com armadilhas de interceptação de voo. Os hábitos alimentares dos adultos não foram registrados. As larvas geralmente ocorrem em hábitats úmidos e podem ser ripárias ou aquáticas. Geralmente são saprófagas, encontradas na serapilheira, madeira apodrecida, matéria vegetal úmida em decomposição e detritos acumulados nas margens de riachos. As larvas de Anchytarsinae, não registradas para o Brasil, parecem ser verdadeiramente aquáticas, alimentando-se de madeira submersa. Todas empupam no solo.

Está dividida em cinco subfamílias, três com registros para o Brasil — Aploglossinae, Cladotominae e Ptilodactylinae — as outras duas, Anchytarsinae e Araeopidiinae, sem registros. Uma referência para o grupo é Stribling (1986).

42. Chelonariidae. São reconhecidos principalmente pela forma oval e compacta, cabeça defletida, pronoto carenado lateral e anteriormente, pronoto e escutelo crenulados na base, com escavação mediana no pro e mesosterno para recepção dos antenômeros basais, tarsômero IV reduzido, parcialmente escondido pelo tarsômero III, lobado. Podem retrair a cabeça e os apêndices em cavidades localizadas na superfície ventral, formando um corpo compacto, com a cabeça não visível de cima. Comprimento entre 5,5 e 10 mm. Coloração negra,



Figuras 32.96-101. Hábitos. **96**, Elmidae: *Elsianus* sp., vd (Elminae); **97**, Lutrochidae: *Lutrochus germari* Grouvelle, vd; **98**, Heteroceridae: *Efflagitatus freudei* Pacheco, vd; **99**, Psephenidae: *Psephenus* sp., vd; **100**, Ptilodactylidae: *Ptilodactyla* sp., vd (Ptilodactylinae); **101**, Callirhipidae: *Callirhipis goryi* Castelnau, vd.

castanha ou pálida. No Brasil, ocorre apenas *Chelonarium* Fabricius. Os adultos são atraídos pela luz e podem ser coletados na vegetação com redes, guarda-chuva entomológico ou com armadilha Malaise, especialmente à noite. As larvas alimentam-se de detritos na serapilheira sobre o solo, nas bases de árvores, em bromélias e outras plantas, em galerias de cupins em galhos e troncos, em ninhos de formigas ou sob casca. Os adultos de algumas espécies têm, nos élitros, estruturas semelhantes a tricomas, que podem indicar relação com formigas. A forma compacta do corpo pode ser uma adaptação que facilite a ovipostura em colônias de cupins e formigas. Uma referência para o grupo é o trabalho de Ivie (2001).

43. **Callirhipidae** (Fig. 32.101). É reconhecida principalmente pela antena sexualmente dimórfica, pectinada e flabelada, inserida em uma proeminência frontal; olhos bem desenvolvidos, pronoto com mecanismo de encaixe basal bem desenvolvido e ausência de projeção prosternal articulada. Comprimento entre 9 e 23 mm. Corpo alongado, tegumento geralmente castanho–escuro ou negro com faixas claras; pubescência fina e densa. No Brasil, ocorre apenas *Callirhipis* Latreille e *Celadonia* Castelnau. Os adultos geralmente são noturnos e podem ser atraídos pela luz. Podem ser encontrados embaixo de casca ou associados com madeira em decomposição. As larvas são xilófagas e escavam madeira dura; vivem cerca de dois anos, enquanto que os adultos têm vida curta. Referências importantes são Costa & Vanin (1985) e Costa *et al.* (1988).

Elateroidea (inclui Cantharoidea, Artematopodidae)

Os elateroides adultos não possuem mola mandibular e sutura catepisternal, têm um tipo de dobramento da asa mais simples e quatro túbulos de Malpighi. As larvas conhecidas têm apenas um estema grande de cada lado da cabeça (às vezes ausentes) e as peças bucais estão adaptadas para alimentação líquida (mola ausente, peças bucais ventrais conatas, cavidade bucal bloqueada por cerdas). A família Artematopodidae possui um tipo de dobramento da asa muito primitivo, o que sugere uma posição mais basal dentro de Elateriformia.

44. **Artematopodidae** (= Artematopidae; inclui Eurypogonidae) (Fig. 32.102). Assemelham-se aos Elateridae, mas não possuem projeção prosternal bem desenvolvida e a carena frontal está ausente. Comprimento entre 3 e 10 mm. Forma ovalada; convexidade de moderada a forte; coloração de castanha a negra; pubescência moderadamente longa. No Brasil, ocorre *Artematopus* Perty e *Carcinognathus* Kirsch. Biologia pouco conhecida. Adultos são coletados varrendo ou batendo a vegetação. Larvas de *Artematopus* foram encontradas no solo de floresta, embaixo de serapilheira. São consideradas carnívoras, apesar de não atacarem as presas.

Está dividida em duas subfamílias, Artematopodinae e Electribiinae, a primeira com registro para o Brasil. Referências são Costa *et al.* (1985, 1988) e Cooper (1991).

45. **Cerophytidae**. São reconhecidos principalmente pelas antenas serradas ou pectinadas, corpo curto, cabeça defletida com fronte proeminente, metacoxas não formando placas e trocânteres longos. Os adultos, como os Elateridae, possuem habilidade para saltar e capacidade de emitir o "clic", mas a natureza do mecanismo de salto ainda não está bem entendida. Comprimento entre 4,3 e 9,2 mm. Corpo alongado, levemente convexo; coloração de amarelo–avermelhada a castanho–avermelhada ou negra; pubescência escura, moderadamente densa. No Brasil, ocorre apenas *Phytocerum* Costa, Vanin, Lawrence & Ide. As larvas são desconhecidas para o Brasil; em outras regiões, estão associadas a várias angiospermas, alimentando-se de madeira em decomposição. Adultos geralmente são capturados em armadilhas ou redes, voando no final da tarde, por varredura ou armadilha luminosa. Também são encontrados na serapilheira e embaixo de escombros no chão. Costa *et al.* (2003) é uma referência para a família.

46. **Eucnemidae** (=Melasidae; inclui Perothopidae, Phylloceridae) (Figs. 32.103-107). Assemelham-se aos elaterídeos na forma do protórax e na posse de mecanismo de salto, mas diferem especialmente pelo labro escondido embaixo do clípeo, todos os ventritos conatos e antenas geralmente recebidas em sulcos. Não têm a mesma facilidade de movimentação do protórax dos elaterídeos, o que os impede de saltar com a mesma eficiência. Comprimento entre 2 e 30 mm. Corpo compacto; alongado, em geral levemente convexo, com pubescência fina, curta e esparsa; coloração de castanha a castanho-escura. A biologia dos adultos é pouco conhecida. São excelentes voadores e ativos ao entardecer na primavera e verão, quando podem ser coletados com batedor ou rede entomológica. Todas as espécies têm mecanismo de salto, mas muitas não podem saltar. A maioria dos adultos tem antenas longas, usadas para auxiliar o inseto a endireitar-se, quando cai de costas, mas parece que muitos deles perderam essa habilidade. As larvas da maioria das espécies são encontradas em madeira dura de troncos caídos, alimentando-se de fungos. A digestão é extraoral. Larvas em estágio pré-pupal encontram-se dobradas em forma de V em câmaras na madeira.

Está dividida em nove subfamílias, cinco com registros para o Brasil: Anischinae, Eucneminae, Melasinae, Macraulacinae e Phlegoninae. As quatro ausentes no Brasil são Palaeoxeninae, Perothopinae, Phyllocerinae e Pseudomeninae. Muona (1993, 1995) são referências para Eucnemidae.

47. **Throscidae** (=Trixagidae). São caracterizados especialmente pela forma oblonga, cabeça defletida, pronoto encaixado na base dos élitros e antenas capitadas. Possuem mecanismo de salto envolvendo a projeção prosternal e a cavidade mesosternal. Comprimento entre 1 e 5 mm. Corpo oblongo, compacto; ligeiramente achatado ou raramente subcilíndrico. Coloração de castanho–avermelhada a negra; pubescência fina, subereta. No Brasil, ocorrem *Aulonothroscus* Horn e *Cryptophthalma* Cobos. Biologia pouco conhecida. As larvas são desconhecidas para o Brasil; em outras regiões, vivem em madeira apodrecida ou solo úmido embaixo de folhiço; a digestão é extraoral e provavelmente se alimentam de sucos extraídos de micorrizas. Os adultos geralmente são capturados com armadilhas luminosas ou redes. Voam ao entardecer e são encontrados sobre flores, na serapilheira perto de madeira apodrecida e várias folhagens. Os adultos alimentam-se de pólen e bolor. Compartilham a habilidade de saltar com os Elateridae e Eucnemidae, pela

articulação rápida do protórax e mesotórax contra o substrato. Uma referência para a família é Cobos (1963).

48. Elateridae (inclui Cebrionidae, Dicronychidae, Lissomidae) (Figs. 32.108-138). Nomes populares: alfinete, larva-arame (*Conoderus scalaris* (Germar)), pirilampo, salta-Martim, toque-toque, tuco, verme-arame. Geralmente são reconhecidos pelo protórax relativamente grande e livremente articulado, espinho prosternal bem desenvolvido, encaixando-se na fosseta mesosternal, pernas delgadas e antenas serradas. Comprimento entre 2 e 70 mm. Corpo geralmente achatado; geralmente com cores pouco vistosas, de castanha a negra; muitos com manchas amareladas ou avermelhadas. A maioria com pubescência simples, moderadamente longa e decumbente; alguns com cerdas escamiformes. Os adultos são primariamente noturnos e voam muito bem. Podem ser encontrados sobre ou sob plantas, sob pedras, na serapilheira, embaixo de casca ou de troncos caídos. As espécies noturnas são atraídas pela luz. As espécies diurnas são encontradas sobre flores, folhagens, grama e troncos e, quando ameaçadas, se deixam cair no solo para evitar captura. Os adultos possuem articulação perfeita do protórax com o resto do corpo, mas em repouso as partes ficam firmemente encaixadas. A flexibilidade da conexão entre o protórax (através do espinho prosternal) e mesotórax (pela fosseta mesosternal) permite o salto quando colocados de costas. Durante esse processo, o corpo é mantido arqueado com as antenas e pernas fortemente aderidas ao corpo e, num movimento brusco, endireitam o corpo, saltando no ar e caindo no solo na posição correta. Durante o movimento, emitem um "clic" característico, resultante do forte encaixe do espinho prosternal na fosseta mesosternal. (Figs. 32.114-115).

Há várias espécies bioluminescentes, com duas vesículas próximas aos ângulos posteriores do pronoto e às vezes uma ventral entre o tórax e o abdômen, visível apenas durante o voo. São as espécies conhecidas como vaga-lumes e emitem luz verde-azulada pelos órgãos luminescentes do protórax e do abdômen.

Algumas espécies de Agrypnini (Agrypninae) possuem suturas pleurosternais sulcadas formando bolsas para alojar as antenas embaixo do hipômero; também podem ter sulcos para receber os tarsos no hipômero ou metasterno.

As larvas e pupas das formas bioluminescentes emitem luz. As larvas podem ser confundidas com as de Tenebrionidae, mas não possuem labro distinto. Larvas de Cardiophorinae têm segmentação secundária nos segmentos I a VIII dando a impressão de três segmentos para cada segmento verdadeiro. Vivem no solo, folhiço, sob casca de tronco, em raízes de plantas e dentro de cupinzeiros. Geralmente são predadoras ou se alimentam de madeira em decomposição, raízes e tubérculos e a digestão é extraoral. Algumas espécies ocorrem em grande número e são importantes pragas da agricultura, principalmente nas regiões temperadas. O desenvolvimento larval geralmente leva três anos, embora algumas espécies possam completar seu ciclo em menos tempo.

Está dividida em 17 subfamílias, nove delas com registros no Brasil (ver chave abaixo). As subfamílias ausentes são: Campyloxeninae, Eudicronychinae, Hemiopinae, Morostominae, Negastriinae, Oxynopterinae, Pityobiinae e Subprotelaterinae — as duas últimas *incertae sedis* na família. Referências importantes são Hayek (1973), Costa (1975), Stibick (1979), Casari-Chen (1994), Golbach (1994), Wells (2003), Casari (2008).

Chave para subfamílias

1. Espinho prosternal curto. Antena inserida internamente na fronte **2**
— Espinho prosternal longo. Antena não inserida na fronte ... **4**

2(1). Geralmente seis ventritos. Labro conato ao clípeo. Antena geralmente não alojada em sulco pronotosternal (pleurosternal) ..... **Cebrioninae**
— Geralmente cinco ventritos. Labro livre. Antena geralmente alojada em sulco na sutura pronotosternal **3**

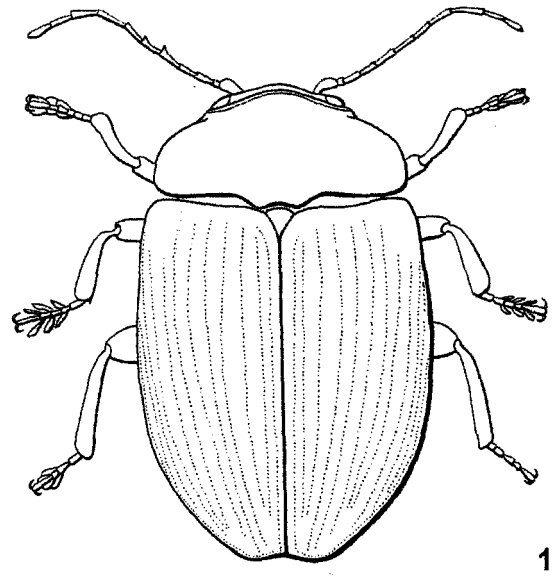
3(2). Corpo achatado. Tegumento liso e brilhante. Cabeça prognata (Figs. 32.109-110) ..... **Lissominae: *Lissomus*** Dalman
— Corpo cilíndrico. Tegumento geralmente tuberculado. Cabeça hipognata (Figs. 32.116-118) .... **Thylacosterninae: *Balgus*** Fleutiaux

4(1). Garras com uma ou várias cerdas basais (Fig. 32.113). (Figs. 32.133-136) ..... **Agrypninae**
— Garras sem cerdas basais **5**

5(4). Pernas fossoriais (Figs. 32.128-129) e espinho prosternal fortemente curvado para dentro (Fig. 32.130). Mandíbula longa e proeminente (Fig. 32.131) ..... **Physodactylinae**
— Pernas não fossoriais. Mandíbulas de tamanho moderado, não proeminente **6**

6(5). Escutelo geralmente cordiforme (Fig. 32.120). Espinho prosternal estreito e curto. Carena lateral do protórax incompleta. (Figs. 32.119-123, 138) ..... **Cardiophorinae**
— Escutelo não cordiforme. Espinho prosternal não como acima. Carena lateral do protórax completa **7**

7(6). Bordos da fosseta mesosternal horizontal (Figs. 32.111-112).



102

Figura 32.102. Artematopidae: *Artematopus discoidalis* Pic, vd.

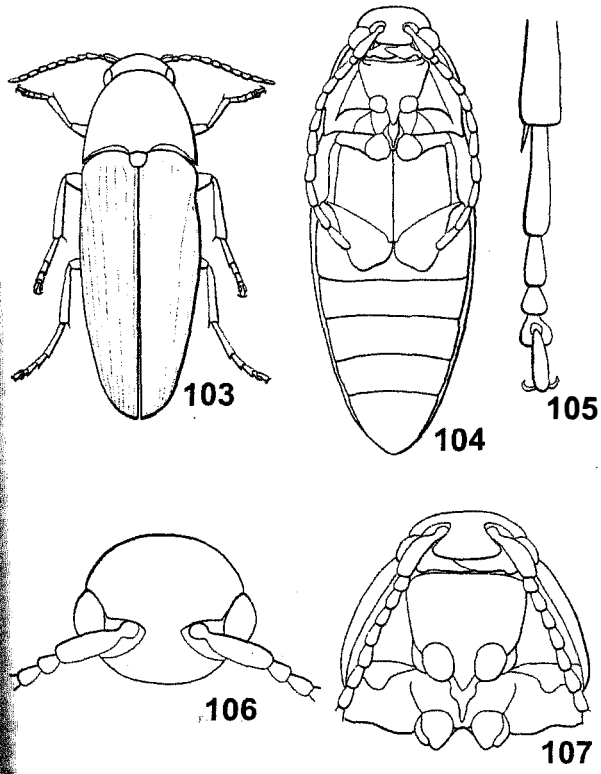
Meso e metasterno fundidos atrás da fosseta meso-ventral. (Fig. 32.137) ..... **Semiotinae**

— Bordos da fosseta meso-ventral declives. Mesosterno separado do metasterno **8**

8(7). Mesocoxas muito próximas; parte anterior do mesostemo entre as coxas muito estreita (Fig. 32.127). Tarsômeros simples ..... **Denticollinae**

— Mesocoxas distantes; mesostemo não como acima. Geralmente tarsômeros dilatados ou lamelados (Fig. 32.132) ..... **Elaterinae**

49. Lycidae (Figs. 32.139-142). Caracterizada especialmente pelo corpo relativamente mole, cabeça parcialmente coberta pelo pronoto, abdômen com sete (fêmeas) ou oito (machos) ventritos, mesocoxas separadas e pro e mesotrocânteres intersticiais. As larvas possuem mandíbulas não opostas e divididas longitudinalmente, dando a aparência de dois pares, e digestão extraoral. Geralmente são encontradas sob ou sobre casca ou troncos caídos; a maioria alimenta-se de material mole ou líquidos associados à madeira apodrecida, apesar de alguns autores as considerarem predadoras. Existe um grupo na Ásia com fêmeas larviformes. Comprimento entre 3 e 25 mm (algumas fêmeas larviformes, acima de 80 mm). Corpo estreito, com élitros paralelos ou expandidos além das margens laterais do abdômen, geralmente com cristas longitudinais ou reticulados; aparência macia, coriácea; coberto por cerdas finas. Geralmente com coloração aposemática, envolvendo várias combinações de amarelo, avermelhado e negro.



uras 32.103-107. Eucnemidae. **103-104,** *Fornax* sp., vd e (Macraulacinae); **105-107,** *Plesiofornax gravis* Bonvouloir craulacinae); **105,** tarso; **106,** cabeça, vf; **107,** cabeça e tórax, vv.

Os adultos geralmente são ativos durante o dia e abundantes sobre folhas e flores, onde muitas espécies alimentam-se de pólen e néctar. Algumas espécies têm colorido aposemático, imitando o tipo cromático de outros insetos. A biologia é pouco conhecida e vários autores discordam sobre suas preferências alimentares. Os adultos aparentam ter vida curta. Várias espécies são gregárias em um dos estágios e os adultos podem servir como modelo de complexos miméticos. Tanto larvas quanto adultos não são palatáveis e possuem colorido aposemático. Algumas espécies de *Calopteron* Guérin-Méneville têm um tipo cromático que imita insetos de outras ordens, como algumas mariposas Ctenuchidae. Mimetismo com outros coleópteros inclui alguns clerídeos e vários cerambicídeos.

Está dividida em seis subfamílias, quatro com registros no Brasil (ver chave abaixo) sendo que duas estão ausentes, Metriorrhynchinae e Ateliinae. Uma referência sobre a família é o trabalho de Bocák & Bocáková (1989).

Chave para as subfamílias (adaptada de Bocák & Bocáková 1989)

1. Pronoto sem carenas, apenas com dobras laterais oblíquas. Élitros pelo menos com células reticuladas rudimentares ..... **Calochominae**

— Pronoto pelo menos com carena curta; se pronoto sem carena, então sem dobras. Élitros com ou sem células reticuladas . **2**

2(1). Peças bucais reduzidas. Palpo labial com 1-2 palpômeros .... **Leptolycinae**

— Peças bucais bem desenvolvidas. Palpo labial trímero **3**

3(2). Espiráculo protorácico tubular e bem esclerosado, mais ou menos proeminente. Pronoto geralmente com carenas longitudinais ou seus rudimentos; pronoto sem aréolas, no máximo com aréola mediana estreita. Élitros principalmente sem células angulares direitas ..... **Lycinae**

— Espiráculo protorácico no máximo pigmentado, nunca esclerosado nem tubular. Pronoto com cinco aréolas (formas basais) ou carenas muito reduzidas. Élitros geralmente com células reticuladas ..... **Erotinae**

50. Phengodidae (Fig. 32.145). Nomes populares: bonde-elétrico, caga-fogo, caga-lume, cudelume, esmeraldina, fere-lume, lumeeiro, luze-luze, luzeco, mosca-de-fogo, tec-tec, tem-tem, vaga-lume. São luminescentes em todas as fases do ciclo de vida (ovo maduro, larvas, pupa e adulto). Comprimento do macho entre 6 e 30 mm. Tegumento macio, pouco esclerosado. Alongados, achatados dorso-ventralmente; corpo ligeiramente castanho–amarelado. Cabeça geralmente castanho–escura ou negra, pronoto amarelado, élitros enegrecidos ou de castanho–claros a escuros. Pubescência curta, moderadamente densa e ereta. Os machos são alados e as fêmeas, larviformes. Os machos são facilmente identificados pelo corpo mole e élitros geralmente curtos, antenas com 12 antenômeros e biflabeladas, olhos grandes e convexos. As fêmeas larviformes diferem das larvas especialmente pela presença de oóporo no esternito IX e espiráculos anulares (Costa *et al.* 1999).

As larvas são encontradas na serapilheira ou no solo. São predadoras e, juntamente com as fêmeas larviformes,

alimentam-se principalmente de diplópodes. Injetam substância paralisante e enzimas em suas presas.

A pupa fêmea também é larviforme e, assim como a fêmea (larviforme), são capazes de locomover-se e emitir luz. Nas fêmeas larviformes e nas larvas, os órgãos luminescentes estão distribuídos na cabeça e ao longo do corpo como órgãos laterais verde-amarelados ou vermelhos. Os machos são atraídos à distância por feromônios e nas proximidades pelos órgãos luminescentes da fêmea (Lloyd 1971, 1979; Tiemman 1967). Em *Phengodes* Illiger e *Zarhipis* LeConte, os machos são fracamente luminescentes, mas, em *Phrixotrix* Olivier, são muito luminescentes e possivelmente a usam para se comunicar com a fêmea. Referência para o grupo é Costa *et al.* (1999).

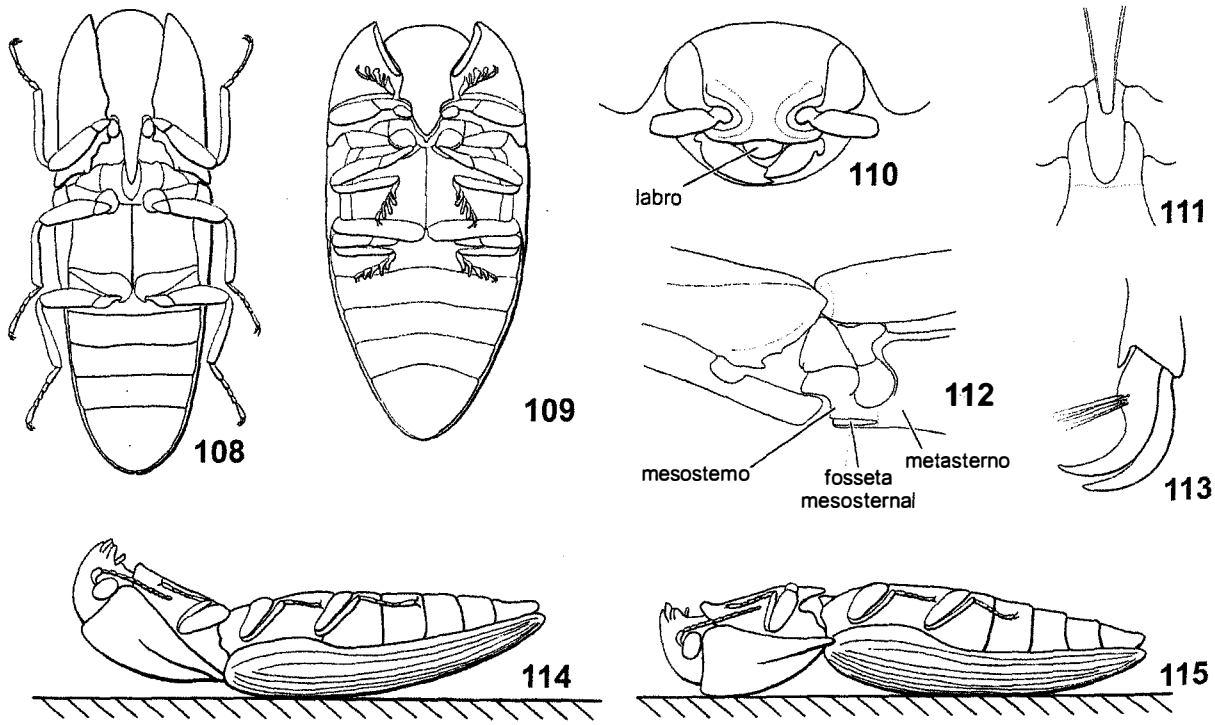
51. Lampyridae (Figs. 32.143-144). Nomes populares são caga-fogo, caga-lume, cudelume, esmeraldina, lumeeiro, luze-luze, luzecu, mosca-de-fogo, tec-tec, tem-tem, vaga-lume.

São facilmente reconhecidos pelo tegumento mole, pronoto geralmente cobrindo os olhos e pela emissão de *flashes* luminosos à noite. As larvas emitem luz intermitente, especialmente ao anoitecer. Fêmeas de algumas espécies possuem asas reduzidas ou são larviformes. A maioria dos adultos é alada, de corpo mole; as fêmeas de algumas espécies possuem asas curtas, são ápteras ou larviformes. Larvas e adultos possuem órgãos bioluminescentes que produzem *flashes* de luz, utilizados na atração sexual e, às vezes, para atrair presas. Muitas espécies são ativas a noite e usam a luminescência como sinal sexual; as diurnas usam feromônios. O padrão de emissão de luz dos adultos é muito variável e pode ser usado para identificar as espécies durante o voo. Comprimento entre 3 e 33 mm. Corpo alongado ou oval–alongado, levemente achatado; abdômen geralmente com órgãos bioluminescentes em um ou ambos os sexos. Geralmente pubescentes. Coloração variada, negra, castanha, castanho–avermelhada, castanho–clara ou amarelada; pronoto primariamente amarelo e élitros castanho–escuros; geralmente com manchas amarelas, avermelhadas ou negras.

Geralmente se alimentam de outros insetos ou de néctar. As larvas geralmente vivem em lugares encharcados, como solo, raízes, sob casca e pedras, e são ativas à noite. São predadoras de caramujos, lesmas, diplópodes, lagartas e outros invertebrados. Com suas mandíbulas falciformes, injetam substância paralisante e enzimas digestivas na presa, que é digerida extraoralmente; as larvas ingerem apenas líquido. As larvas emitem luz, geralmente ao anoitecer, a partir de órgãos no oitavo segmento abdominal.

Está dividida em oito subfamílias, três com registros no Brasil: Amydetinae, Lampyrinae e Photurinae — as demais são Cyphonocerinae, Luciolinae, Ototretadrilinae, Ototretinae e Pterotinae. Algumas referências relevantes são McDermott (1964, 1966) e Crowson (1972).

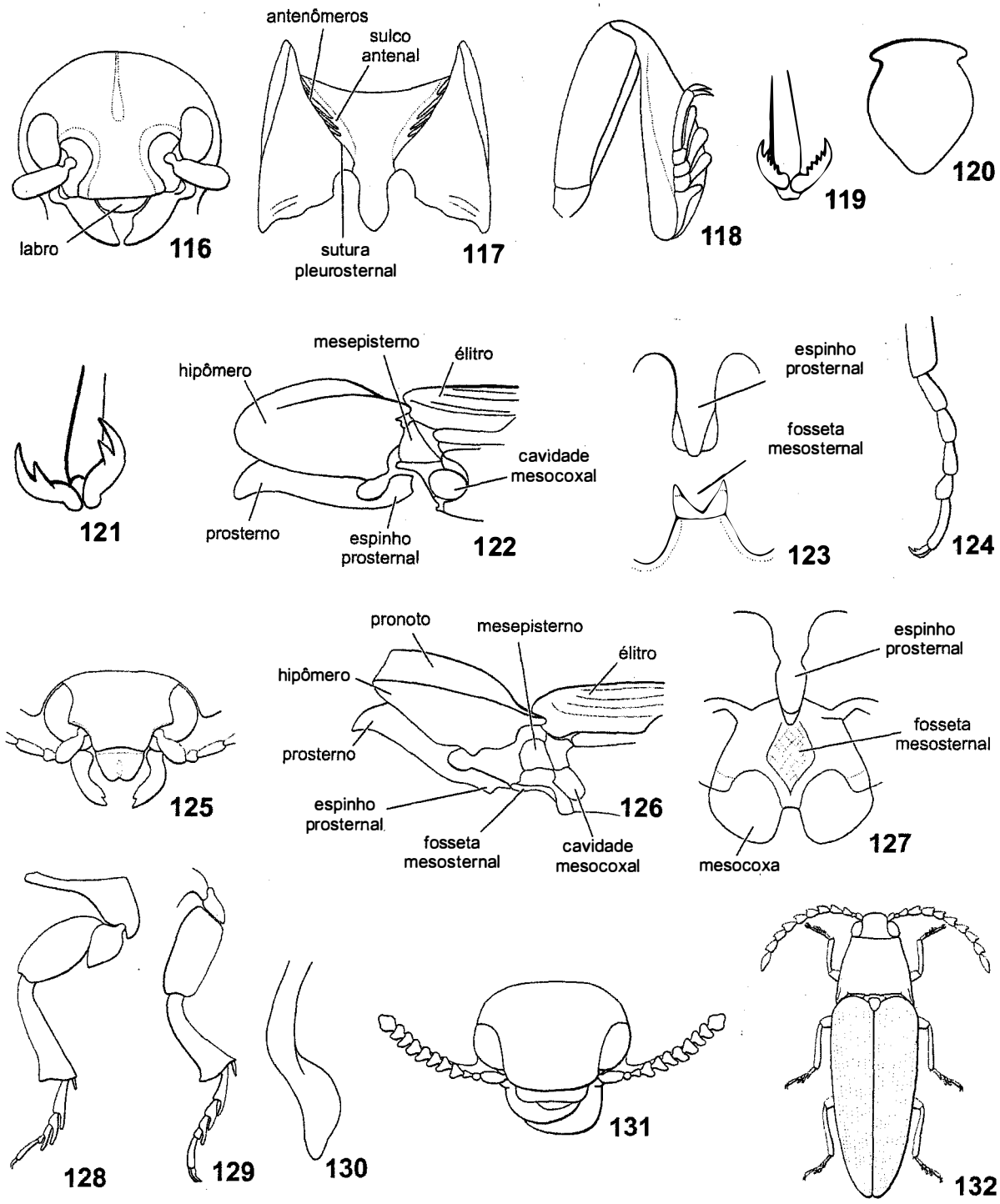
52. Cantharidae (= Telephoridae; inclui Chauliognathidae) (Figs. 32.146-150). São besouros abundantes em folhagens e flores, onde se alimentam de insetos, néctar e pólen. São caracterizados principalmente pelo labro membranoso e geralmente encoberto pelo clípeo, mesocoxas geralmente contíguas, abdômen com 7 a 8 ventritos e tergitos I a VIII com par de poros glandulares lateral. São diurnos, geralmente



Figuras 32.108-115. Elateridae. **108**, hábito vv; **109-110**, Lissominae: *Lissomus* sp.: **109**, hábito, vv; **110**, cabeça, vd; **111-112**, Semiotinae: *Semiotus intermedius* Herbst; **111**, espinho prosternal e fosseta mesosternal, vv; **112**, tórax, vl; **113**, Agrypninae: garras; **114-115**, mecanismo do salto.

encontrados em folhagens e flores de árvores e arbustos. São predadores ou alimentam-se de néctar e pólen. Fêmeas raramente larviformes.

Comprimento entre 2 e 30 mm. Alongados, paralelos lateralmente e moderadamente achatados. Corpo mole, com cutícula levemente esclerosada e flexível. Coloração muito variada, de totalmente negra a predominantemente vermelha, amarela ou alaranjada; coloração aposemática no corpo e élitros, ou restrita ao pronoto. Geralmente com pubescência curta, moderadamente densa e decumbente. Muitos adultos que permanecem longo tempo expostos aos predadores, sobre a vegetação, estão envolvidos em um eficiente sistema químico de



Figuras 32.116-132. Morfologia e hábitos. **116-132**, Elateridae; **116-118**, Thylacosterninae: *Balgus* sp: **116**, cabeça, vf; **117**, protórax, vv; **118**, perna anterior; **119-123**, Cardiophorinae; **119**, *Aptopus* sp., garra; **120-124**, *Horistonotus* sp; **120**, escutelo, vd; **121**, garra; **122**, tórax, vl; **123**, espinho prosternal e fosseta mesosternal, vv; **124**, tarso; **125-126**, Cardiorhininae: *Cardiorhinus* sp.; **125**, cabeça, vf; **126**, tórax, vl; **127**, Denticollinae: *Cylindroderus indutus* Candèze, espinho prosternal e fosseta mesosternal, vv; **128-131**, Physodactylinae: *Physodactylus* sp.; **128-129**, pernas anterior e posterior; **130**, ápice do espinho prosternal; **131**, cabeça, vd; **132**, Elaterinae: *Anoplischius boraceiensis* Casari-Chen & Costa, vd.

defesa. Adultos e larvas possuem glândulas tergais que secretam substâncias repugnantes que reduzem a palatabilidade para o predador. Produzem vários compostos defensivos que se acredita sejam, em parte, sintetizados a partir do material da dieta. Adultos de muitas espécies possuem coloração aposemática, e algumas espécies estão envolvidas em complexos miméticos com outros cantarídeos e membros de muitas outras famílias de Coleoptera.

As larvas são noturnas, vivem sobre vegetação, no solo, embaixo de pedras ou troncos, serapilheira ou madeira apodrecida, onde geralmente predam outros invertebrados, mas algumas podem alimentar-se de plantas. Alimentam-se predominantemente de líquidos dos hospedeiros. Algumas larvas, quando perturbadas, produzem pela boca líquido escuro e de gosto desagradável.

Está dividida em cinco subfamílias, todas com registros para o Brasil: Cantharinae, Chauliognathinae, Dysmorphocerinae, Malthininae e Silinae. Referências para Cantharidae é Brancucci (1980).

Série Bostrichiformia

Esse é um agrupamento sabidamente parafilético, que inclui vários Polyphaga que parecem pertencer à linhagem Cucujiformia (Crowson 1960; Lawrence & Newton 1982), mas que não possuem seus caracteres apomórficos (Lawrence & Britton 1994).

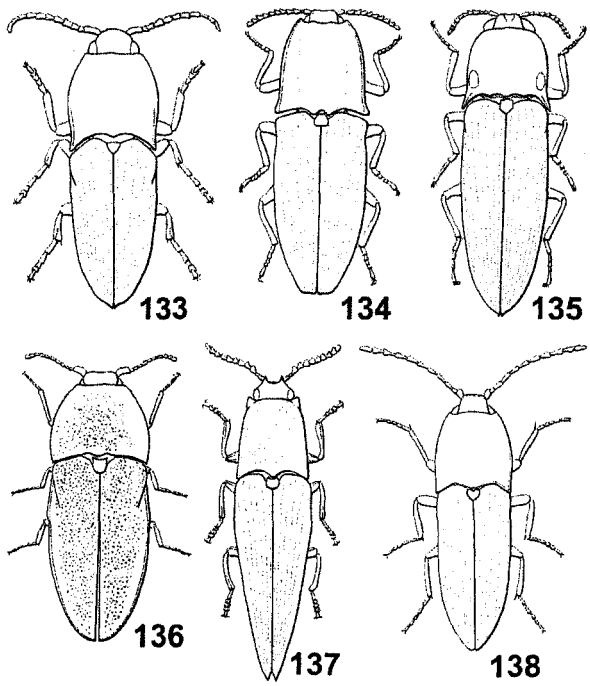
Bostrichoidea (inclui Dermestoidea)

53. Nosodendridae (Figs. 32.151-153). São reconhecidos especialmente pela forma oval, coloração negra, habilidade de retrair os apêndices, pernas anteriores achatadas, mantendo a tíbia anterior em contato com fêmur quando em repouso, e clava antenal protegida em cavidades entre as pernas anteriores. Comprimento entre 2,3 e 9 mm. Pubescência curta, ereta ou recumbente. No Brasil ocorre apenas *Nosodendron* Latreille.

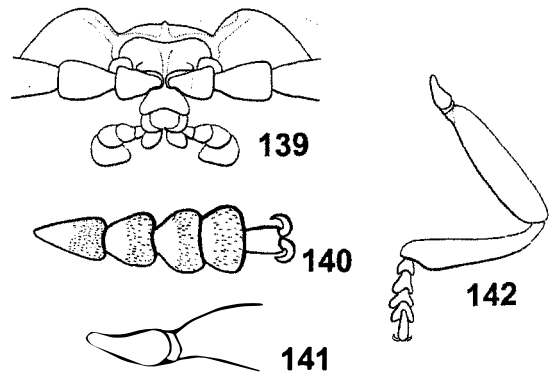
São principalmente comedores de fungos, vivendo em associação com fluxos de seiva em fermentação ou madeira infestada por fungos. Larvas e adultos de *Nosodendron angelum* Reichardt foram encontrados juntos em exsudados de *Casuarina* sp. (Casuarinaceae) atacada por Pantophthalmidae (Diptera). Referências são Reichardt (1976) e Ivie (2002a).

54. Dermestidae (inclui Thorictidae, Thylodriidae) (Figs. 32.154-158). Nomes populares: polia, polilha, punilha. Os adultos são reconhecidos principalmente pela forma ovalada e compacta, antenas clavadas recebidas em fossetas antenais e metacoxas escavadas para recepção dos fêmures; algumas espécies possuem cerdas moderadamente densa, simples ou escamiforme e/ou ocelo mediano. Comprimento entre 2 e 13 mm. Corpo compacto, de subparalelo a ovalado ou levemente arredondado, maioria fortemente convexa; coloração escura, alguns com cerdas escamiformes ou simples formando padrões com manchas brancas, amarelas, marrons ou avermelhadas. A maioria alimenta-se de matéria animal ou vegetal desidratada, rica em proteínas, embora alguns sejam encontrados sobre flores e alimentam-se de néctar ou pólen. Muitas espécies pequenas ocorrem em ninhos de vespas e abelhas, alimentando-se nos depósitos de pólen ou de restos de insetos secos. Outras são encontradas em ninhos de pássaros, alimentando-se de penas e outros restos orgânicos, ou em ninhos de mamíferos, alimentando-se de pelos. Espécies de *Thaumaglossa* Redtenbacher são encontradas em casulos de mantódeos. *Dermestes* L. são comuns em carcaças de animal; *Dermestes maculatus* DeGeer é utilizado para a limpeza de esqueletos de pequenos animais em taxidermia. Todavia, podem causar estragos roendo couros, tapetes, peles, artigos de lã, insetos de coleções etc., tornando-se pragas em armazéns e residências. As cerdas longas das larvas podem causar dermatites em seres humanos.

Está dividida em oito subfamílias, sendo três com registros para o Brasil: Attageninae, Dermestinae e



Figuras 32.133-138. Elateridae, vd. **133-136**, Agrypninae; **133**, *Heteroderes* sp.; **134**, *Chalcolepidius zonatus* Eschscholtz; **135**, *Pyrophorus divergens* Eschscholtz; **136**, *Dilobitarsus abbreviatus* Candèze; **137**, Semiotinae: *Semiotus intermedius* Herbst; **138**, Cardiophorinae: *Horistonotus* sp.



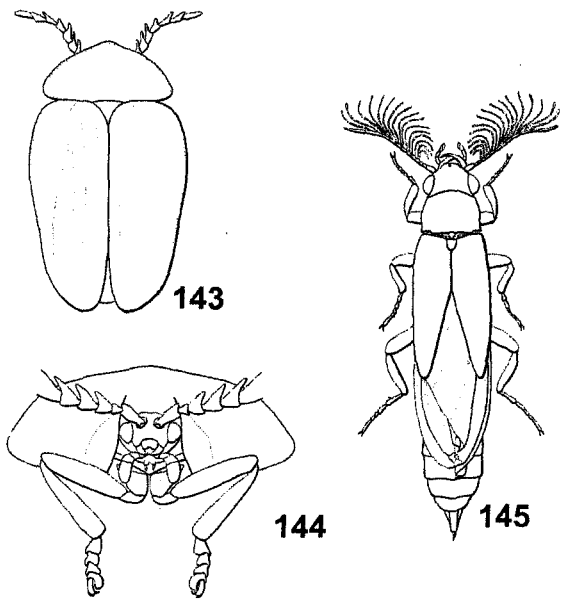
Figuras 32.139-142. Lycidae: *Calopteron brasiliense* Castelnau (Lycinae); **139**, cabeça, vf; **140**, tarso anterior, vv; **141**, trocânter anterior (intersticial); **142**, perna anterior.

Megatominae. As subfamílias ausentes são Marioutinae, Orphilinae, Thorictinae, Thylodriinae e Trinodinae. Referências para Dermestidae são Mroczkowiski (1968) e Jiri *et al.* (2006).

55. Bostrichidae (= Bostrychidae; inclui Lyctidae, Psoidae) (Figs. 32.159-163). Nomes populares: besourinho-do-trigo, broca-do-bambu (*Dinoderus minutus* (Fabricius)), carcoma, caruncho, broca-do-grão. É difícil de ser caracterizada pela morfologia externa. A maioria pode ser reconhecida pelo pronoto em forma de capuz, mas as espécies pequenas podem ser confundidas com Scolytinae (Curculionidae), das quais podem ser separados especialmente pelas antenas retas, com antenômeros da clava livres. Em Psoinae, Polycaoninae e Lyctinae (Fig. 32.161), o pronoto não tem forma de capuz. Os Lyctinae geralmente são confundidos com Colydiinae (Zopheridae), dos quais diferem pela fórmula tarsal 5–5–5. Comprimento entre 1 e 50 mm. Corpo geralmente alongado, paralelo lateralmente, cilíndrico ou achatado; geralmente tegumento bem esclerosado com tubérculos ou granulações; coloração negra, castanha ou castanho–avermelhada.

Normalmente são xilófagos, encontrados em madeira seca. Eventualmente broqueiam galhos e troncos de plantas vivas como bambuzeiros (Poaceae), abacateiros (*Persea americana* Mill. – Lauraceae), cajueiros (*Anacardium occidentale* L. – Anacardiaceae) e outras plantas. Muitas espécies são polífagas. Algumas são as principais pragas de grãos armazenados e têm importância econômica.

Os adultos são capazes de broquear verticalmente a madeira dura e escavar galerias horizontais, nas quais põem seus ovos. Após a postura, os adultos geralmente morrem na entrada do túnel, bloqueando a entrada de predadores ou parasitoides. As larvas escavam galerias paralelas a superfície da madeira; cada geração broqueia um pouco mais fundo na madeira e depois prosseguem em direção à superfície para empupar.



Figuras 32.143-145. Hábitos. **143-144**, Lampyridae: *Lucio castelnaui* Girsch (Lampyrinae); **143**, vd; **144**, cabeça e pernas anteriores, vf; **145**, Phengodidae: *Phrixotrix hirtus* Olivier, vd.

Está dividida em oito subfamílias, cinco com registros para o Brasil (ver chave abaixo). As demais são Endecatominae, Euderiinae e Psoinae. Referências são Booth *et al.* (1990), Teixeira (1992) e Ivie (2002b).

Chave para subfamílias (adaptada de Ivie 2002b)

1. Cabeça total ou parcialmente visível de cima. Suturas gulares convergentes **2**

— Cabeça totalmente visível de cima. Suturas gulares separadas, às vezes estreitamente separadas **4**

2(1). Cabeça totalmente visível de cima. Projeção prosternal longa, atingindo o mesosterno e ligeiramente expandido no ápice. Antena geralmente com 11 antenômeros, podendo variar de entre 9 e 11 ..... **Polycaoninae**

— Cabeça parcialmente coberta pelo pronoto. Projeção prosternal curta, aguda, não se estendendo entre as procoxas. Antena geralmente com 10 antenômeros, podendo variar de entre (8-10) **3**

3(2). Protíbia com um espinho apical. Pronoto arredondado na frente. Tarsômero basal longo, subigual ao segundo .... **Dinoderinae**

— Protíbia com dois espinhos apicais. Pronoto achatado ou escavado na frente. Tarsômero basal muito mais curto que o segundo ..... **Bostrichinae**

4(1). Pronoto com margem lateral completa. Antena com 11 antenômeros; clava geralmente dímera, raramente trímera. Procoxas amplamente separadas; cavidades procoxais abertas ou fechadas externamente ..... **Lyctinae**

— Pronoto sem margem lateral ou apenas com a parte basal marginada. Antena com 11 ou menos antenômeros e clava tri ou tetrâmera. Cavidades procoxais abertas externamente. Primeiro ventrito com projeção intercoxal larga ... **Dysidinae**

56. Anobiidae (inclui Ectrephidae, Gnostidae, Ptinidae) (Fig. 32.164). Nomes populares: besouro/broca/caruncho-do-fumo, do-cigarro, dos-livros, do-charuto, traça-dos-livros. A maioria é reconhecida principalmente pela cabeça bastante defletida dentro do protórax, protórax em forma de capuz e apêndices retráteis. Comprimento entre 1,5 e 10 mm. Geralmente fortemente convexos; alongados, cilíndricos, ovais ou globulares; geralmente coloração castanha a castanho–escura; cerdas simples ou escamiformes, às vezes aparentando estar ausentes; alguns com manchas de cerdas ou escamas mais claras formando vários padrões.

Geralmente são xilófagos e desenvolvem-se em madeira morta, mas alguns atacam árvores vivas, outros se alimentam de produtos estocados, charutos, goma de capa de livros ou corpos de frutificação de fungos. Algumas espécies são as maiores pragas econômicas de madeira tratada ou produtos dessecados de natureza vegetal ou animal. Larvas e adultos alimentam-se de matéria orgânica seca, de origem animal ou vegetal. Adultos de Ptininae causam danos em produtos de lã e encadernação de livros; as larvas podem ocorrer em excrementos e ninhos de pássaros, mamíferos e insetos sociais. *Lasioderma serricorne* (Fabricius) e *Stegobium paniceum* (L.) são cosmopolitas e praga séria de produtos estocados.

É comum provocarem ruídos nas galerias em que vivem, resultantes de uma série de pancadas bruscas da cabeça contra a madeira. Em alguns Ptininae, as asas são atrofiadas em graus variáveis ou completamente ausentes; em outros, as fêmeas não têm capacidade de voar.

Está dividida em dez subfamílias, sete com registros para o Brasil (ver chave abaixo). Subfamílias ausentes no Brasil são Ernobiinae, Eucadrinae e Dryophilinae. Referências relevantes são Hinton (1941) e White (1974).

Chave para as subfamílias (adaptada de White 1974)

1. Élitros geralmente muito convexos. Pernas relativamente longas. Antenas inseridas muito próximas entre si na fronte. Três antenômeros distais não alongados ..... **Ptininae**

— Élitros moderadamente convexos. Pernas de comprimento normal. Antenas inseridas moderadamente distantes entre si na fronte. Três antenômeros distais geralmente alongados . **2**

2(1). Corpo, quando retraído, com cabeça não muito defletida. Mandíbulas distantes do metasterno **3**

— Corpo, quando retraído, com cabeça muito defletida. Mandíbulas próximas ou atingindo o metasterno **5**

3(2). Pronoto geralmente granuloso anteriormente. Antena do macho pectinada e da fêmea serrada ..... **Ptilininae**

— Pronoto nunca granuloso anteriormente. Antena raramente como acima **3**

4(3). Protórax, visto dorsalmente, cerca de duas vezes mais largo que longo, com margem distintamente marcada. Antena serrada, últimos três antenômeros não alargados .... **Alvarenganiellinae**

— Protórax, visto dorsalmente, nunca tão largo como acima, margem nunca distintamente marcada. Antena raramente serrada, quase sempre com últimos três antenômeros alargados ..... **Anobiinae**

5(2). Primeiro ventrito não modificado, sem depressão ou sulco para as pernas posteriores ..... **Xyletininae**

— Primeiro ventrito modificado, com depressão ou sulcado para as pernas posteriores **6**

6(5). Margem anterior do metasterno proeminente entre as mesocoxas, formando um lobo distinto que interrompe a carena transversal ..... **Dorcatominae**

— Margem anterior do metasterno não proeminente, formando lobo, carena transversal não interrompida .... **Mesocoelopodinae**

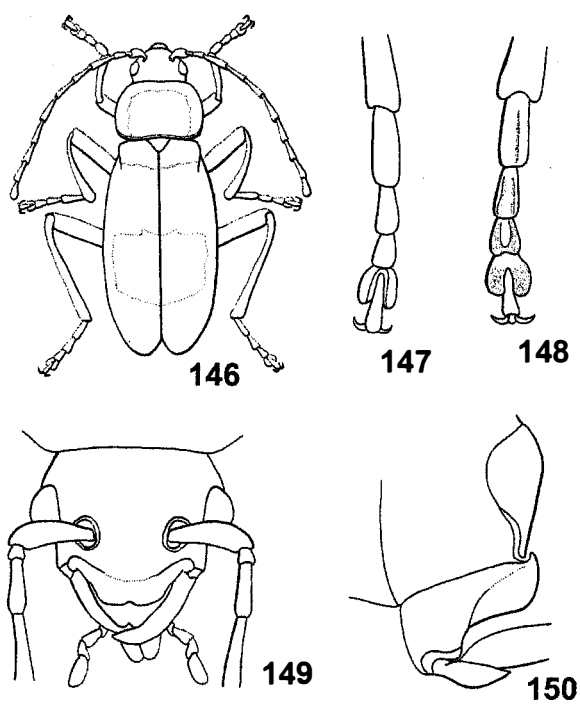
Série Cucujiformia

Os adultos possuem olhos acones com rabdomas abertos, túbulos de Malpighi do tipo criptonefrídio "normal", ausência de placas nas metacoxas, ausência de espiráculos funcionais no segmento abdominal VIII, redução dos segmentos pré-genitais (IX e X) e edeago do tipo cucujoide. As larvas retêm a maioria dos caracteres primitivos de Polyphaga, mas geralmente com gálea e lacínia fundidas, formando mala.

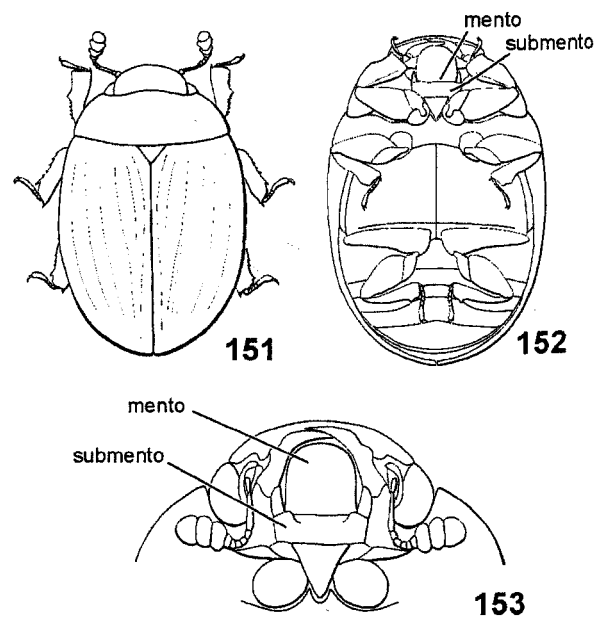
Lymexyloidea

Abdômen dos adultos com sete ventritos. Esse grupo representa uma linhagem isolada na qual a larva é broqueadora de madeira, retém gálea e lacínia separadas e o edeago se assemelha ao encontrado em Bostrichoidea.

57. Lymexylidae (Figs. 32.165-166). Família pequena reconhecida principalmente pelos olhos salientes, antena curta, de filiforme a serrada, raramente flabelada, palpo maxilar muito modificado nos machos, procoxa cilíndrica e projetada, e corpo alongado e cilíndrico. Comprimento entre 6 e 45 mm. Alongados, estreitos, paralelos lateralmente, subcilíndricos ou ligeiramente achatados; finamente pubescentes; corpo aparentemente macio. No



Figuras 32.146-150. Cantharidae: *Chauliognathus flavipes* Fabricius (Chauliognathinae); **146**, hábito, vd; **147-148**, tarso, vd e vv; **149**, cabeça, vd; **150**, coxa e trocânter posterior.



Figuras 32.151-153. Nosodendridae: *Nosodendron angelum* Reichardt; **151-152**, hábito, vd e vv; **153**, cabeça, vf.

Brasil, ocorrem *Atractocerus* Palisot de Beauvois e *Melittomma* Murray. As espécies de *Atractosomus* lembram neurópteros ou dípteros e possuem élitros muito curtos. A espécie brasileira mais conhecida é *A. brasiliensis* (Lepeletier & Serville).

Os adultos são encontrados em madeira apodrecida, andando sobre troncos de árvores ou embaixo da casca e, provavelmente, apresentam vida curta. As larvas são broqueadoras de madeira, atacando principalmente madeira morta, mas às vezes também árvores vivas. Acredita-se que formam uma associação com o fungo ambrosia (*Ascoides* spp., Ascomycetes) que cresce na parede das cavidades. Fêmeas adultas carregam esporos de fungos na micângia (área para transporte de fungos) perto da extremidade do ovipositor, postos juntamente com os ovos. Quando os ovos eclodem, as larvas de primeiro ínstar carregam os esporos no corpo para dentro da madeira. Empupam na madeira.

Está dividida em quatro subfamílias, Hylecoetinae, Lymexylinae, Atractocerinae e Melittommatinae, as duas últimas com registros para o Brasil. Referências úteis são Wheeler (1986) e Fonseca & Vieira (2001).

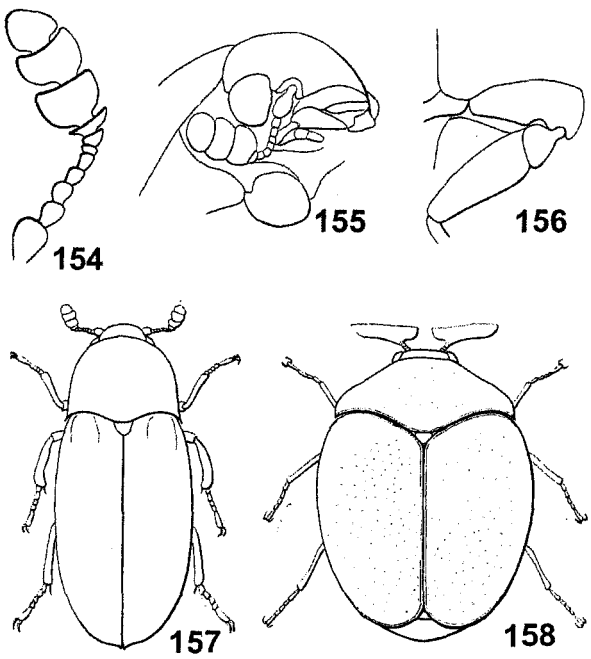
Cleroidea

A maioria possui procoxas projetadas e tarsos pentâmeros (geralmente lobados). As larvas têm uma cerda pretarsal, não possuem mola mandibular e geralmente tem a mala com uma cerda pedunculada. Embora as Phloiophilidae e alguns Trogossitidae sejam micófagos, a maioria é predadora em todos os estágios ou são predadores como larvas e os adultos alimentam-se de fungos.

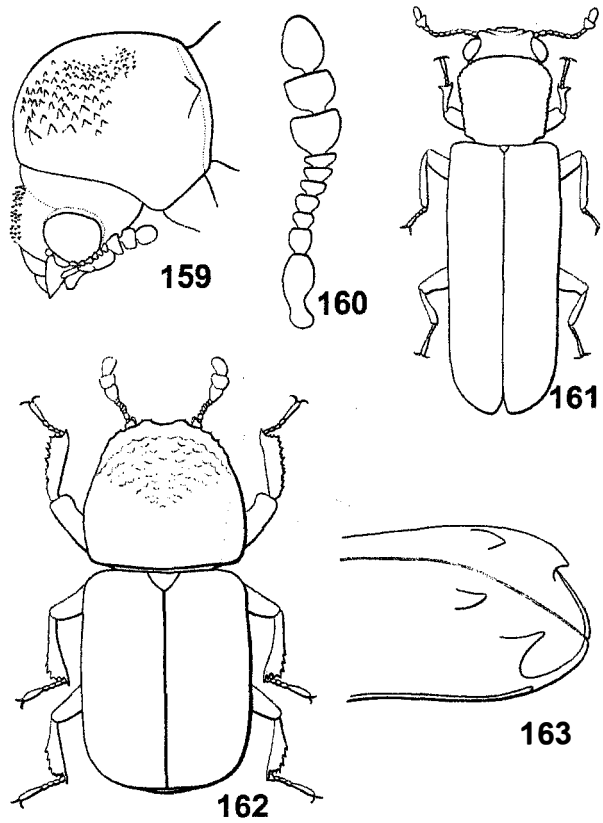
58. Trogossitidae (inclui Lophocateridae, Ostomidae, Peltidae, Temnochilidae) (Figs. 32.167-170). Grupo heterogêneo caracterizado especialmente pelo corpo relativamente rígido, protrocantino exposto e carena lateral do protórax geralmente bem desenvolvida. Comprimento entre 1 e 50 mm. Corpo alongado, paralelo lateralmente, achatado ou convexo, às vezes cilíndrico; coloração variada, negra, castanho–avermelhada, verde ou azul. A maioria é predadora, alguns são micófagos ou pragas de produtos estocados. Geralmente vivem embaixo de casca de troncos, em galerias de insetos broqueadores de madeira e corpos de frutificação de fungos. Alguns ocorrem em produtos estocados, especialmente cereais, ou estão associados a flores e alimentam-se de pólen. As larvas geralmente são predadoras de outros insetos ou alimentam-se de fungos. Algumas são onívoras e alimentam-se de cereais estocados e outras sementes, e também predam outras pragas dos produtos estocados.

Está dividida em nove subfamílias, Calitinae, Decamerinae, Egoliinae, Larinotinae, Peltinae, Protopeltinae, Rentoniinae, Lophocaterinae e Trogossitinae, as duas últimas com registros para o Brasil. Referência útil é o trabalho de Ślipiński (1992).

59. Cleridae (inclui Corynetidae [= Korynetidae]) (Figs. 32.171-174). Os adultos são geralmente reconhecidos pelas cores vivas e contrastantes, pubescência densa e ereta, palpômero distal geralmente bem desenvolvido, pronoto mais estreito que élitros e tarsômeros geralmente lobados. Comprimento entre 2 e 30 mm. Geralmente alongados,



Figuras 32.154-158. Dermestidae: *Dermestes maculatus* Degeer (Dermestinae); **154**, antena; **155**, cabeça, vdl; **156**, coxa, trocânter e fêmur posterior; **157**, hábito, vd; **158**, *Thaumaglossa* sp., vd.



Figuras 32.159-163. Bostrichidae: *Bostrychopsis uncinata* Germar (Bostrichinae); **159**, cabeça e pronoto, vl; **160**, antena; **161**, *Lyctus brunneus* (Stephens) (Lyctinae), vd; **162**, *Dinoderus minutus* (Fabricius) (Dinoderinae), vd; **163**, ápice dos élitros, vdl.

subcilíndricos ou levemente achatados; ângulos umerais dos élitros quadrangulares; geralmente com colorido formando padrões com faixas de cores vivas, avermelhadas ou amareladas; pubescência geralmente densa, formada por cerdas eretas longas ou moderadamente longas. Adultos e larvas da maioria das espécies são predadores, especialmente de larvas de besouros broqueadores de madeira e de outras pragas de produtos estocados. Podem ser encontrados sobre ou sob casca de tronco caído, em galerias de insetos broqueadores de madeira, fungos, serapilheira, carniça, ninhos de abelhas, vespas e cupins, e em vários produtos estocados. Alguns adultos podem ser encontrados sobre flores, onde se alimentam de pólen. Algumas larvas são provavelmente ectoparasitas. Adultos de algumas espécies de *Necrobia* Olivier podem ser encontrados em estoques de carne, onde geralmente não apenas predam, mas também se alimentam da própria carne. Algumas espécies mimetizam formicídeos ou mutilídeos (Hymenoptera).

Está dividida em oito subfamílias, todas com registros para o Brasil (ver chave abaixo), exceto Tarsosterninae. Referências importantes são Crowson (1964) e Opitz (1997, 2004, 2005, 2006).

Chave para as subfamílias (adaptada de Crowson 1964)

1. Protarsômeros I a IV largos. Meso e metatarsos com tarsômeros não alargados e tarsômero distal longo .... **Thaneroclerinae**

— Tarsos diferentes do acima **2**

2(1). Terceiro e quarto tarsômeros aproximadamente do mesmo comprimento. Pronoto sem rebordo lateral. Garras com ou sem dente .. **3**

— Quarto tarsômero muito curto (Fig. 32.173), normalmente envolvido pelos lóbulos do terceiro. Pronoto com rebordo lateral. Garras geralmente bífidas ou com dente basal **5**

3(2). Olhos geralmente achatados. Cavidade procoxal fechada. Tarsos pentâmeros ..... **Tillinae**

— Cavidade procoxal aberta ou fechada. Tarsômero I geralmente reduzido. **4**

4(3). Olhos de largura normal. Antena de forma variada. Garras geralmente simples. Pronoto com ou sem tubérculos .... **Clerinae**

— Olhos largos, elevados. Três antenômeros distais geralmente formando clava. Ápice do último tarsômero com membrana conectando o empódio. Garras com um dente. Pronoto com dois tubérculos ..... **Hydnocerinae**

5(2). Margem posterior do hipômero convergente com a margem lateral do pronoto no ângulo posterior ou levemente separada do ângulo posterior do pronoto. Olhos não emarginados. Antena de forma variada **6**

— Margem posterior do hipômero bem separada do ângulo posterior do pronoto. Olhos emarginados. Antena geralmente clavada ..... **Korynetinae**

6(5). Antena serrada. Margem anterior da protíbia não serrulada .. .. **Enopliinae**

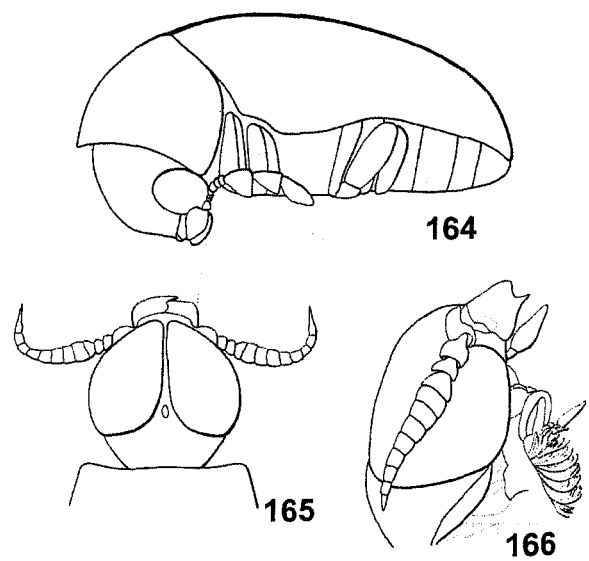
— Antena filiforme ou levemente dilatada no ápice. Margem anterior da protíbia serrulada ..... **Epiphloeinae**

60. Melyridae (inclui Dasytidae, Malachiidae, Rhadalidae, Carphuridae) (Figs. 32.175-179). Diferenciam-se de outros Cleroidea especialmente pelo clípeo distinto, procoxas cônicas, proeminentes, quase contíguas e abertas atrás, trocantinos expostos e élitros com pontuação irregular, não estriados. Comprimento entre 1 e 20 mm. Corpo mole e piloso; forma variada, de robustos a delicados, de ligeiramente achatados a fortemente convexos; geralmente com cores vistosas; maioria com pubescência moderada, geralmente formada por cerdas decumbentes e cerdas eretas esparsas. Adultos são ativos e geralmente diurnos, encontrados em flores e sobre folhagem. Malachiinae contém espécies aposemáticas, muito coloridas, que possuem glândulas de defesa eversíveis (carúnculas) na parte anterior do protórax e base do ventrito I; essa mesma subfamília é caracterizada por uma variedade de estruturas glandulares na cabeça, antenas ou élitros do macho, que são usados na corte. Os adultos geralmente são polífagos e podem alimentar-se de pólen, néctar e outros insetos. As larvas ocorrem embaixo de casca de troncos caídos, solo, serapilheira, em galerias de besouros broqueadores e cupinzeiros, e são necrófagas ou predadoras.

Está dividida em sete subfamílias, Amalthocinae, Gietellinae, Danaceinae, Dasytinae, Malachiinae, Melyrinae e Rhadalinae, as cinco últimas com registros para o Brasil. Referências importantes são Marshal (1954), Crowson (1964), Peacock (1987), Majer (1999, 2002).

Cucujoidea (= Clavicornia)

Distinguem-se dos Tenebrionoidea pelo edeago do tipo cucujoide ou tipo anel no macho adulto e segmento X mais ou menos cilíndrico, semelhante ao pigopódio na larva. Adultos com a união trocântero–femoral raramente muito oblíqua, fêmeas nunca com fórmula tarsal 5–5–4 e podem ter mais que quatro veias atrás da MP. Nas larvas, as mandíbulas geralmente com prosteca, mala geralmente falciforme e podem ter seis pares de estemas.



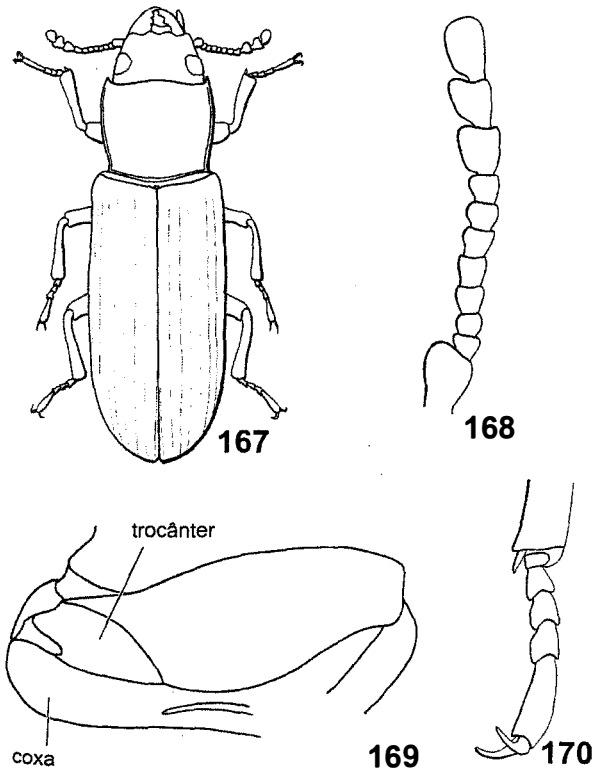
Figuras 32.164-166. Morfologia. **164**, Anobiidae: *Tricorynus* sp. vl (Mesocoelopodinae); **165-166**, Lymexylidae: *Atractocerus* sp. (Lymexylinae), cabeça, vd e vl.

61. Sphindidae (inclui Aspidiphoridae). Distinguem–se dos táxons semelhantes especialmente pelas antenas com 10 a 11 antenômeros, com clava abrupta, pilosa, com 2 a 3 antenômeros, escapo e pedicelo dilatados assimetricamente, fórmula tarsal 5–5–5 nas fêmeas e 5–5–4 nos machos e élitros pontuado-estriados. Comprimento entre 1,5 e 3,5 mm. Forma de oval alongada a fortemente oval, convexa, com cabeça parcialmente visível de cima; coloração de castanha a negro–avermelhada, às vezes élitros bicoloridos; pubescência geralmente esparsa, curta e suberecta. No Brasil, ocorrem *Erysphindus* LeConte, *Genisphindus* McHugh e *Sphindus* Chevrolat.

Pouco se conhece da biologia. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Ocasionalmente os adultos são coletados em armadilhas de interceptação de voo, armadilhas de luz ultravioleta ou extraídos de matéria vegetal em decomposição por funil de Berlese. Larvas e adultos alimentam–se de esporos de mixomicetos. Supõe-se que as cavidades das mandíbulas de adultos servem como micângia (cavidades associadas a glândulas para transporte de fungos); a maioria é encontrada pelo menos parcialmente coberta por esporos.

Está dividida em quatro subfamílias, Odontosphindinae, Protosphindinae, Sphindiphorinae e Sphindinae, apenas a última com registro para o Brasil. Referências são Sem Gupta & Crowson (1979) e McHugh (1993).

62. Kateretidae. São identificados principalmente pela fórmula tarsal 5–5–5, maxilas com gálea e lacínia separadas, clava antenal fraca e cavidades procoxais abertas. Comprimento entre 1,5 e 6 mm. Geralmente ovais alongados, levemente achatados; coloração de castanha a castanho-escura. No Brasil, ocorrem *Cercometes* Leng e *Neobrachypterus* Jelínek. As larvas são desconhecidas para o Brasil. São consumidores de pólen tanto no estágio larval quanto no adulto. Referência para a família é Jelínek (1979).



Figuras 32.167-170. Trogossitidae: *Temnoscheila* sp. (Trogossitinae); **167**, hábito, vd; **168**, antena; **169**, coxa e trocantino anterior; **170**, tarso.

63. Nitidulidae (inclui Cybocephalidae) (Figs. 32.180-184). Distinguem-se de outras famílias de tarsos pentâmeros especialmente pelas cavidades procoxais transversas, metacoxas sulcadas, tarsômeros dilatados, quarto tarsômero pequeno e clava antenal com três antenômeros. Comprimento entre 1 e 40 mm. Forma oblonga ou oval, achatados ou convexos; coloração de castanha a castanho-escura, geralmente com manchas avermelhadas ou amareladas; maioria com pubescência esparsa, fina e curta. São primariamente saprófagos e micetófagos, ocasionalmente necrófagos; muitas espécies alimentam-se em corpos de frutificação de fungos ou esporos, e algumas são predadoras ou atacam folhas, flores e frutos saudáveis. O hábito mais característico da família é a associação com levedura e outros fungos que causam a fermentação em feridas de árvores, embaixo de casca ou entre folhas, frutos e flores apodrecidos. Algumas espécies vivem em flores, mas a maioria é encontrada em frutos caídos, sucos de plantas fermentadas e em fungos. Relativamente poucos têm importância econômica, mas várias espécies de *Carpophilus* Stephens (gênero cosmopolita) são pragas de produtos estocados. Várias espécies estão implicadas na transmissão de fungos patogênicos.

Está dividida em sete subfamílias, Calonecrinae, Meligethinae, Carpophilinae Cillaeinae, Cryptarchinae, Cybocephalinae e Nitidulinae. As cinco últimas têm registros para o Brasil. Referências são Gillogly (1965), Audisio (1993), Leschen (1999) e Cline & Carlton (2004).

64. Monotomidae (inclui Rhizophagidae) (Fig. 32.191). Besouros pequenos, semelhantes aos Nitidulidae. Diferenciam-se especialmente pelas antenas com dez antenômeros e clava formada por um ou dois antenômeros. Comprimento entre 1 e 6 mm. Alongados, subcilíndricos ou achatados; coloração fosca; pubescência curta e esparsa, ou ausente. No Brasil, ocorrem os gêneros *Bactridium* LeConte, *Crowsonius* Pakaluk & Ślipiński, *Europs* Wollaston e *Monotoma* Herbst. As larvas são desconhecidas para o Brasil. A maioria das espécies vive sob casca de árvores; algumas espécies ocorrem em matéria vegetal em decomposição, outras em ninhos de formigas ou abelhas. Larvas e adultos de *Rhizophagus* Herbst (que não ocorre no Brasil) são listados como predadores de insetos xilófagos, como larvas de escolitíneos (Curculionidae), embora haja algumas indicações de que se alimentam também de fungos. Informações sobre outros grupos de Monotomidae sugerem que se alimentam de fungos. Membros de *Crowsonius* foram encontrados em ninhos de abelhas sem ferrão *Trigona* Jurine (Hymenoptera, Apidae).

Está dividida em duas subfamílias, Monotominae e Rhizophaginae, a primeira com registro para o Brasil. Referências úteis são Sen Gupta (1988) e Pakaluk & Ślipiński (1993).

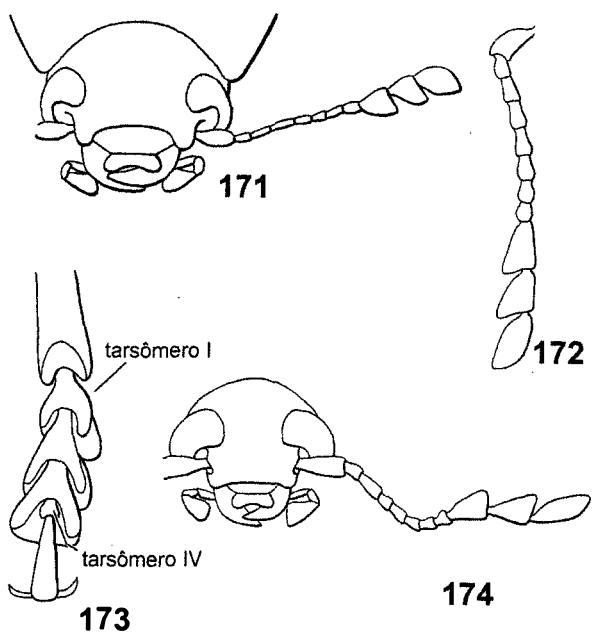
65. Silvanidae (Figs. 32.189-190). Família muito diversa e difícil de caracterizar. Alguns caracteres, como presença de micângia mandibular, fórmula tarsal 5–5–5 e cabeça geralmente constrita atrás dos olhos, são diagnósticos para toda a família. Comprimento entre 1,7 e 15 mm. Corpo alongado, paralelo lateralmente ou ovalado; coloração geralmente de castanha a negra, alguns com manchas formando padrões de colorido; pubescência geralmente conspícua. Geralmente são encontrados sob casca, sobre plantas, na serapilheira e no solo, onde adultos e larvas provavelmente se alimentam de fungos. Algumas espécies podem estar associadas a ninhos de formigas ou às secreções açucaradas dos coccídeos; outras são predadoras facultativas. Algumas espécies são regularmente encontradas em produtos estocados e sua presença é indicativa de condições úmidas, permitindo o crescimento de bolor. Espécies de *Oryzaephilus* Ganglbauer são pragas de produtos estocados, economicamente importantes. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Em outras regiões, são semelhantes às de Cucujidae, exceto pelos ramos frontais contíguos na base.

Está dividida nas subfamílias Brontinae e Silvaninae, a última com registro para o Brasil. Referências são Halstead (1973, 1980, 1993), Ślipiński (1983) e Pereira & Almeida (2001).

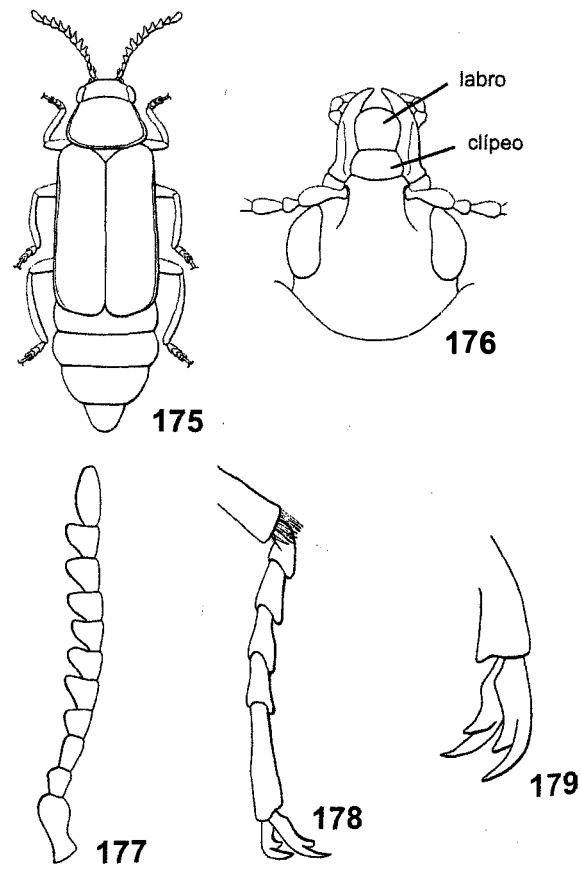
66. Passandridae (=Catogenidae) (Figs. 32.185-188). Adultos alongados, paralelos lateralmente, geralmente com antenas moniliformes, suturas gulares confluentes e genas expandidas, e são muito esculturados, com sulcos e carenas longitudinais. Comprimento entre 3 e 30 mm. Besouros alongados e paralelos lateralmente, achatados ou cilíndricos; coloração castanha, castanho–avermelhada ou negra; superfície dorsal geralmente glabra. Os hábitos alimentares dos adultos são desconhecidos. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Em outras regiões, são ectoparasitas de besouros broqueadores de madeira, principalmente pupas de Cerambycidae. O primeiro ínstar é ativo, triungulino, bem esclerosado, com pernas bem desenvolvidas; os últimos ínstares têm corpo mole e pernas reduzidas. Referências são Ślipiński (1987, 1989) e Buckhardt & Ślipiński (1991, 2003).

67. Cucujidae (Fig. 32.192). São reconhecidos principalmente pelo corpo achatado e geralmente colorido. A maioria com as têmporas bem desenvolvidas e fórmula tarsal heterômera nos machos. Comprimento entre 14 e 21 mm. Alongados, paralelos lateralmente, fortemente achatados dorso-ventralmente; brilhantes e castanho-escuros. A única espécie que ocorre no Brasil é *Palaestes freyreissi* Heyden. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Larvas e adultos vivem juntos sob casca de árvores e provavelmente são predadores. Referência relevante é Pereira & Almeida (2001).

68. Laemophloeidae (Fig. 32.193-194). São reconhecidos principalmente pelo corpo achatado, pronoto com um par de carenas submarginais longitudinais, élitros geralmente com células elitrais e antenas longas. Comprimento entre 1 e 5 mm. Forma ovalada ou alongada, geralmente fortemente achatada; coloração castanha ou castanho-escura; pubescência geralmente inconspícua. A maioria parece alimentar-se de fungos, especialmente ascomicetos, mas alguns gêneros



Figuras 32.171-174. Cleridae, Enopliinae. **171-173**, *Lasiodera rufipes* Klug; **171**, cabeça, vd; **172**, antena; **173**, tarso; **174**, *Pelonium scoparium* Klug, cabeça, vd.



Figuras 32.175-179. Melyridae. **175**, *Lemphus* sp, vd (Malachiinae); **176**, *Astylus gayi* Guérin (Melyrinae), cabeça, vd; **177-179**, *Astylus cyanerythrus* Perty (Melyrinae); **177**, antena; **178**, tarso; **179**, garras.

com adultos cilíndricos, associados a túneis de escolitíneos (Curculionidae), e podem ser predadores. Várias espécies são pragas de grãos estocados. Aqueles sem importância econômica geralmente são subcorticais e considerados predadores, apesar do pouco conhecimento sobre a sua biologia. Larvas de algumas espécies de *Cryptolestes* Ganglbauer (que não ocorre no Brasil) são as únicas entre a insetos que possuem glândulas de seda prosternal, com as quais constroem casulo para empupar. Referências são Halstead (1993) e Thomas (2002/2003).

69. Phalacridae (inclui Phaenocephalidae). São reconhecidos principalmente pela forma oval e fortemente convexa, superfície brilhante, cabeça visível, antenas clavadas e quarto tarsômero curto. Comprimento entre 1 e 4,5 mm. Contorno do corpo de largamente oval a ligeiramente circular; compacto, fortemente convexo dorsalmente, achatado ventralmente; geralmente glabro e brilhante; coloração de negra a castanha ou bicoloridos. Alimentam-se principalmente de fungos, geralmente associados a vários fungos, incluindo aqueles que causam doenças em plantas vasculares. As larvas são desconhecidas para o Brasil; em outras regiões, vivem em botões florais ou são saprófagas. Está dividida em duas subfamílias, Phalacrinae e Phaenocephalinae, a primeira com registro para o Brasil. Uma referências para Phalacridae é Champion (1925).

70. Cryptophagidae (inclui Catopochrotidae, Hypocopridae). São caracterizados principalmente pelo tamanho pequeno, inserções antenais expostas em vista dorsal, mandíbulas sem micângia, protórax com ou sem carena lateral bem desenvolvida, cavidades mesocoxais fechadas lateralmente pelo metasterno, ventrito I mais longo que os demais, epipleuras distintas na metade basal e pontuação elitral irregular. Comprimento entre 0,8 e 5,2 mm. Corpo em geral oblongo ou oval, convexo ou achatado; coloração variada, a maioria escura ou castanho-avermelhada; pubescência variada; ductos glandulares presentes em várias partes do corpo.

São tipicamente micófagos e ocorrem em hábitats com material em decomposição, que permite o crescimento de fungos, como troncos, serapilheira e embaixo de casca. Também são encontrados em ninhos de animais ou produtos estocados. São em geral fungívoros. Muitos são florícolas ou vivem em depósitos de produtos armazenados, roendo principalmente sementes. As larvas são desconhecidas para o Brasil. As espécies conhecidas vivem em ninhos de abelhas e vespas sociais, aves e mamíferos.

Está dividida em três subfamílias, Atomariinae, Hypocoprinae e Cryptophaginae, a última com registro para o Brasil. Referências são Leschen (1996) e Lyubarsky (1998).

71. Erotylidae (inclui Dacnidae, Languriidae) (Figs. 32.195-196). Assemelham-se a alguns Tenebrionidae associados a fungos, principalmente pelo tamanho, coloração e forma do corpo, mas podem ser diferenciados deles principalmente pela fórmula tarsal 5–5–5 (muitos aparentemente 4–4–4) e antenas geralmente clavadas. Comprimento entre 2,5 e 25 mm. Forma de oval a alongada, convexa, às vezes semi-hemisférica ou gibosa; geralmente glabros, de colorido brilhante, amarelo, vermelho ou negro com manchas coloridas.

Larvas e adultos alimentam-se quase que exclusivamente de fungos superiores, especialmente aqueles que crescem em ambientes úmidos ou troncos caídos. Os adultos podem ser encontrados associados ou sob casca com crescimento de fungos; depositam os ovos nos fungos, em que as larvas se alimentam.

Está dividida em seis subfamílias, três com registros para o Brasil (ver chave abaixo), três ausentes, Cryptophilinae, Pharaxonothinae e Xenoscelinae. Importantes referências são Martins & Pereira (1965), Sen Gupta & Crowson (1971), Alvarenga (1994), Węgrzynowicz 2002), Leschen (2003) e Lopes (2006).

Chave para subfamílias (adaptada de Leschen 2003)

1. Articulação entre meso e metasterno (metaventral) dicondílica ou achatada. Cavidade procoxal completamente fechada atrás pela borda da projeção prosternal ..... **Erotylinae**

— Articulação entre meso e metasterno (metaventral) monocondílica. Cavidade procoxal aberta ou ligeiramente aberta **2**

2(1). Linhas submesocoxais ausentes. Gonóstilo apical. Célula anal da asa posterior ausente. Inserção antenal apenas parcialmente visível dorsalmente ..... **Loberinae**

— Linhas submesocoxais presentes (ausentes em grupos com gonocoxito agudo). Gonóstilo, se presente, subapical ou apical. Célula anal da asa posterior presente (ausente em *Penolanguria* Kolbe). Inserção antenal visível dorsalmente na maioria dos táxons ..... **Languriinae**

72. Biphyllidae (= Diphyllidae) (Fig. 32.198). São reconhecidos principalmente pela presença de lobos delgados nos tarsômeros II e III, cavidades procoxais fechadas e linhas laterais e/ou femorais no ventrito I. Comprimento entre 2,3 e 4 mm. Corpo oval, levemente convexo; coloração castanho-avermelhada; pubescência moderada, mais longa e ereta dorsalmente, decumbente ventralmente. No Brasil, ocorre *Diplocoelus* Guérin. Geralmente vivem sob casca de árvores mortas ou galhos caídos, onde aparentemente se alimentamde fungos e seus esporos. Larvas de *Diplocoelus* aff. *amplicollis* Reitter foram coletadas em cones masculinos de pinheiro-do-paraná (*Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze – Araucariaceae). Uma referência para o grupo no Brasil é Costa *et al.* (1988).

73. Bothrideridae (inclui Anommatidae). A maioria é reconhecida pela forma oblonga ou estreita, corpo subcilíndrico ou ligeiramente achatado, clavas antenais com 1 a 2 antenômeros, trocânteres com articulação muito oblíqua (heteromeroide) ou muito reduzidos, inserções antenais expostas e fórmula tarsal 4–4–4. Assemelham-se superficialmente aos Colydiidae, dos quais podem ser separados pelas inserções antenais expostas. Podem ser confundidos com Cerylonidae, mas estes nunca possuem trocânteres heteromeroides, são mais ovoides, o ventrito I é mais longo que os demais e geralmente o bordo posterior do último ventrito crenulado. Comprimento entre 1,5 e 13 mm. Geralmente subglabros, às vezes com cerdas eretas e

decumbentes, raramente com cerdas escamiformes. No Brasil, ocorrem *Bothrideres* Erichson, *Lithophorus* Sharp e *Sosylus* Erichson.

Essa família inclui membros ectoparasitas e comedores de fungos. Aparecem associados a galerias de besouros broqueadores de madeira, onde são ectoparasitas de larvas e pupas ou de vida livre. Nos grupos não ectoparasitas, as larvas são de vida livre, sem modificações associadas ao ectoparasitismo e provavelmente alimentam-se de fungos, incluindo aqueles cultivados nas galerias da madeira. Também podem ser encontrados no solo e serapilheira. As espécies ectoparasitas são hipermetamórficas, com um triungulino ativo e os ínstares mais tardios modificados como ectoparasitoides. As larvas são desconhecidas para o Brasil.

Está dividida em quatro subfamílias, Anommatinae, Teredinae, Xylariophilinae e Bothriderinae, apenas esta última com registro para o Brasil. Duas referências importantes são Ślipiński *et al.* (1989) e Klausnitzer (2005).

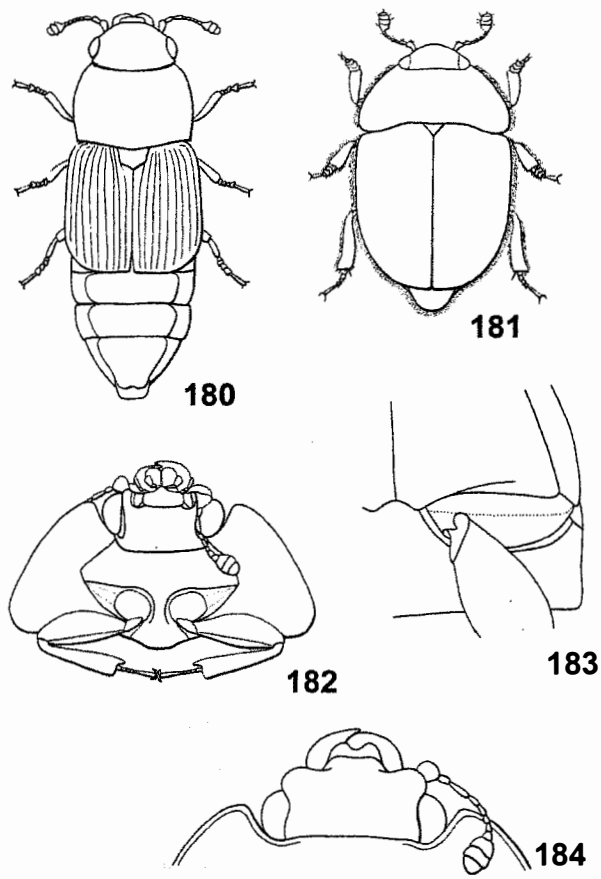
74. Cerylonidae (= Cerylidae; inclui Aculagnathidae, Dolosidae, Euxestidae, Murmiidae). Besouros de tamanho pequeno a minúsculo, lisos e brilhantes. Praticamente os únicos em que larvas e adultos possuem peças bucais sugadoras. Comprimento entre 1 e 5 mm. Corpo de oblongo a ovalado, levemente alargado; geralmente castanhos ou negros; geralmente com superfície lisa e brilhante; pubescência inconspícua ou ausente. Adultos e larvas são encontrados embaixo de casca e na serapilheira, onde aparentemente se alimentam de fungos.

Está dividida em cinco subfamílias — Ceryloninae, Euxestinae, Loebliorylonínae, Murmidiinae e Ostomopsinae — as duas primeiras com registros para o Brasil. Como referências, consultar Sen Gupta & Crowson (1973) e Ślipiński (1984, 1990).

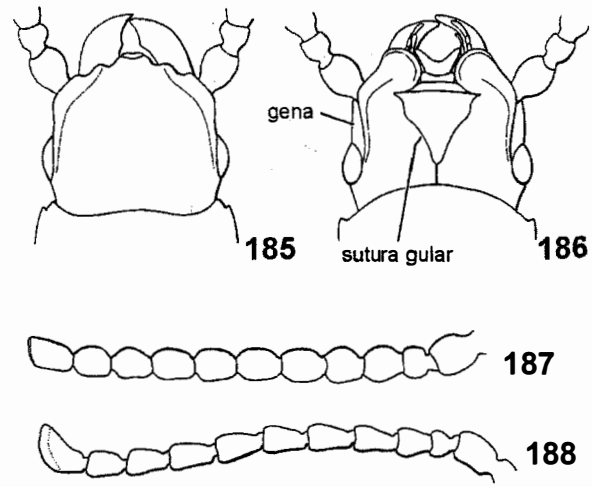
75. Discolomatidae (= Discolomidae, Notiophygidae) (Fig. 32.197). São facilmente reconhecidos pela forma do corpo arredondada e achatada, com expansões laterais no pronoto e élitros e último antenômero clavado. Comprimento entre 1,3 e 2 mm; subglabros ou pubescentes. No Brasil, ocorrem *Discoloma* Erichson, *Aphanocephalus* Wollaston e *Solitarius* John. Larvas e adultos podem ser coletados na serapilheira ou embaixo de casca de troncos caídos, onde se alimentam de corpos de frutificação de vários fungos políporos.

Está dividida em cinco subfamílias, Aphanocephalinae, Discolomatinae, Cephalophaninae, Notiophyginae e Pondonatinae. Apenas as duas primeiras têm registros para o Brasil.

76. Endomychidae (inclui Merophysiidae, Mycetaeidae) (Figs. 32.199-200). Distinguem-se dos demais Cucujoidea da série Cucujiformia principalmente pela presença, na maioria dos táxons, de dois sulcos longitudinais ou linhas sublaterais no pronoto, ausência de vesículas antenais internas, presença de sutura fronto-clipeal, fórmula tarsal 4-4-4 e ausência de linhas subcoxais no ventrito I. Comprimento entre 1 e 18 mm. Forma e revestimento variável, geralmente oval, oblongo-oval ou hemisférica; geralmente com pubescência fina ou reduzida; espécies maiores, geralmente glabras; colorido brilhante, geralmente castanho-escuro, com manchas vermelhas ou amarelas. São encontrados em condições úmidas, geralmente associadas a troncos apodrecidos, sob ou sobre casca ou na



Figuras 32.180-184. Nitidulidae. **180**, *Conotelus* sp., vd (Cillaeinae); **181**, *Amphicrossus* sp., vd (Carpophilinae); **182-184**, *Lobiopa insularis* Castelnau (Nitidulinae); **182**, cabeça, protórax e pernas, vv; **183**, coxa e trocânter posterior; **184**, cabeça, vd.



Figuras 32.185-188. Passandridae: *Catogenus castaneus* Perty; **185-186**, cabeça, vd e vv; **187**, antena; **188**, *Passandra rubrolineata* Blanchard, antena.

serapilheira. A maioria é micófaga, geralmente se alimentando de grande variedade de fungos, mas alguns estão associados a formigas ou cupins, ou são predadores ou pragas de produtos estocados.

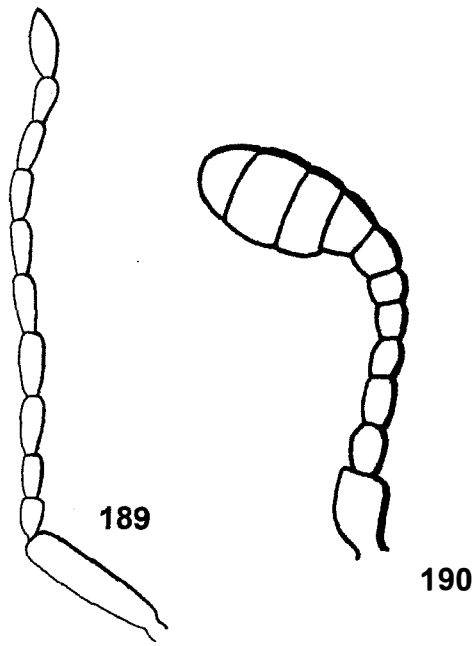
Está dividida em 12 subfamílias, quatro com registros para o Brasil (ver chave abaixo). As demais são Anamorphinae, Danascelinae, Endomychinae, Leiestinae, Mycetaeina, Pleganophorinae, Stenotarsinae e Xenomycetinae. Algumas referências são Strohecker (1953), Pakaluk & Ślipiński (1990) e Tomaszewska (2000, 2005).

Chave para as subfamílias (adaptada de Tomaszewska 2000)

1. Cabeça com sulco antenal curto, não atingindo a extremidade posterior dos olhos. Edeago com lobo médio espiralado, com cápsula em forma de T na base ..... **Eupsilobiinae**
— Cabeça sem sulco antenal, ou raramente longo, estendendo-se além da margem posterior dos olhos. Edeago com lobo médio quase reto ou curvado, cápsula em forma de T ausente 2

2(1). Segundo palpômero labial oval, inflado. Cavidade mesocoxal estreitamente fechada externamente. Tarsos simples, trímeros ..... **Merophysiinae**
— Segundo palpômero labial subcilíndrico ou transverso. Cavidade mesocoxal aberta externamente. Tarsos pseudotrímeros 3

3(2). Cabeça com lima estridulatória occipital. Margem anterior do pronoto geralmente com membrana estridulatória. Margem lateral do pronoto não marginada. Ovipositor com coxitos pelo menos parcialmente fundidos. Esternito IX do macho e lobo médio diferentes do abaixo ..... **Lycoperdininae**
— Cabeça sem lima. Membrana estridulatória do pronoto ausente. Margem lateral do pronoto marginada. Ovipositor com coxitos separados. Esternito IX do macho com bordos laterais assimétricos. Lobo médio fortemente esclerosado, geralmente ramificado apicalmente ..... **Epipocinae**



Figuras 32.189-190. Antenas de Silvanidae: **188**, *Telephanus* sp.; **189**, *Eunausibius lophius* Parsons.

77. Coccinellidae (inclui Epilachnidae) (Figs. 32.201-207). Nomes populares: cabeça-amarga, joaninha, maria guenza, michola, tartaruguinha, tatuzinho. Família difícil de caracterizar. A maioria pode ser identificada pelo corpo compacto e arredondado, convexo dorsalmente e achatado ventralmente, antenas clavadas, geralmente com linha pós–coxal no ventrito I, fórmula tarsal geralmente 4–4–4 e tarsômero III diminuto e encaixado no II, largo e triangular (criptotetrâmeros ou pseudotrímeros). Comprimento entre 0,8 e 18 mm. Muitas espécies com colorido aposemático, vermelho, alaranjado ou amarelo, frequentemente com manchas ou listras negras ou brancas; algumas com colorido negro, castanho, marfim ou cinza, poucas metálicas.

Adultos e larvas geralmente são predadores ativos, alimentando-se principalmente de afídeos (pulgões) (Hemiptera, Aphididae) e coccídeos (cochonilhas) (Hemiptera, Coccoidea), mas às vezes são especializados na predação de pequenos artrópodes, como ácaros, formigas e outros besouros pequenos. Alguns Psylloborini (Coccinellinae) são micetófagos. Membros de Epilachninae são fitófagos e alimentam-se principalmente de folhas de Solanaceae e Curcubitaceae, às vezes causando danos a plantas cultivadas. São de grande importância econômica devido a sua atividade benéfica no controle biológico de insetos pragas ou por sua própria posição de praga, atacando plantas da agricultura. Larvas e adultos geralmente estão associados ao mesmo hospedeiro ou na mesma planta alimento, e as pupas ficam presas ao pedúnculo ou no lado inferior das folhas. Geralmente são encontrados em lugares infestados por formigas e os adultos defendem-se encolhendo as pernas e antenas sob o corpo e prendendo-se firmemente ao substrato. Também exsudam fluído pelas junções das pernas, para deter os predadores. As larvas geralmente são coloridas e acredita-se que são impalatáveis aos predadores ou são camufladas com uma exsudação serosa.

Está dividida em sete subfamílias, todas com registros no Brasil. Referências importantes são Gordon (1977, 1994), Gordon & Vandenberg (1987), Vandenberg (1992) e Duverger (2003).

Chave para subfamílias (adaptada de Gordon 1985 e Duverger 2003)

1. Clípeo expandido lateralmente, dividindo os olhos. Antena reduzida, com 10 antenômeros ou menos. Superfície dorsal não pubescente ..... **Chilocorinae**
— Clípeo não expandido lateralmente ou, se assim, apenas brevemente. Antena não reduzida. Superfície dorsal pubescente ou não 2

2(1). Mandíbula com ápice multidenteado. Antena com 11 antenômeros, inserida dorsalmente. Superfície dorsal pubescente. Fitófagos ..... **Epilachninae**
— Mandíbula raramente com ápice multidenteado; se assim, então comprimento menor que 3 mm. Antena com 11 antenômeros ou não; inserção variável. Superfície dorsal pubescente ou não. Não fitófagos 3

3(2). Palpômero maxilar distal cônico ou em forma de lâmina

oval alongada. Mento geralmente articulado ao submento. Cavidade mesocoxal separada da sutura meso-metasternal ... **4**

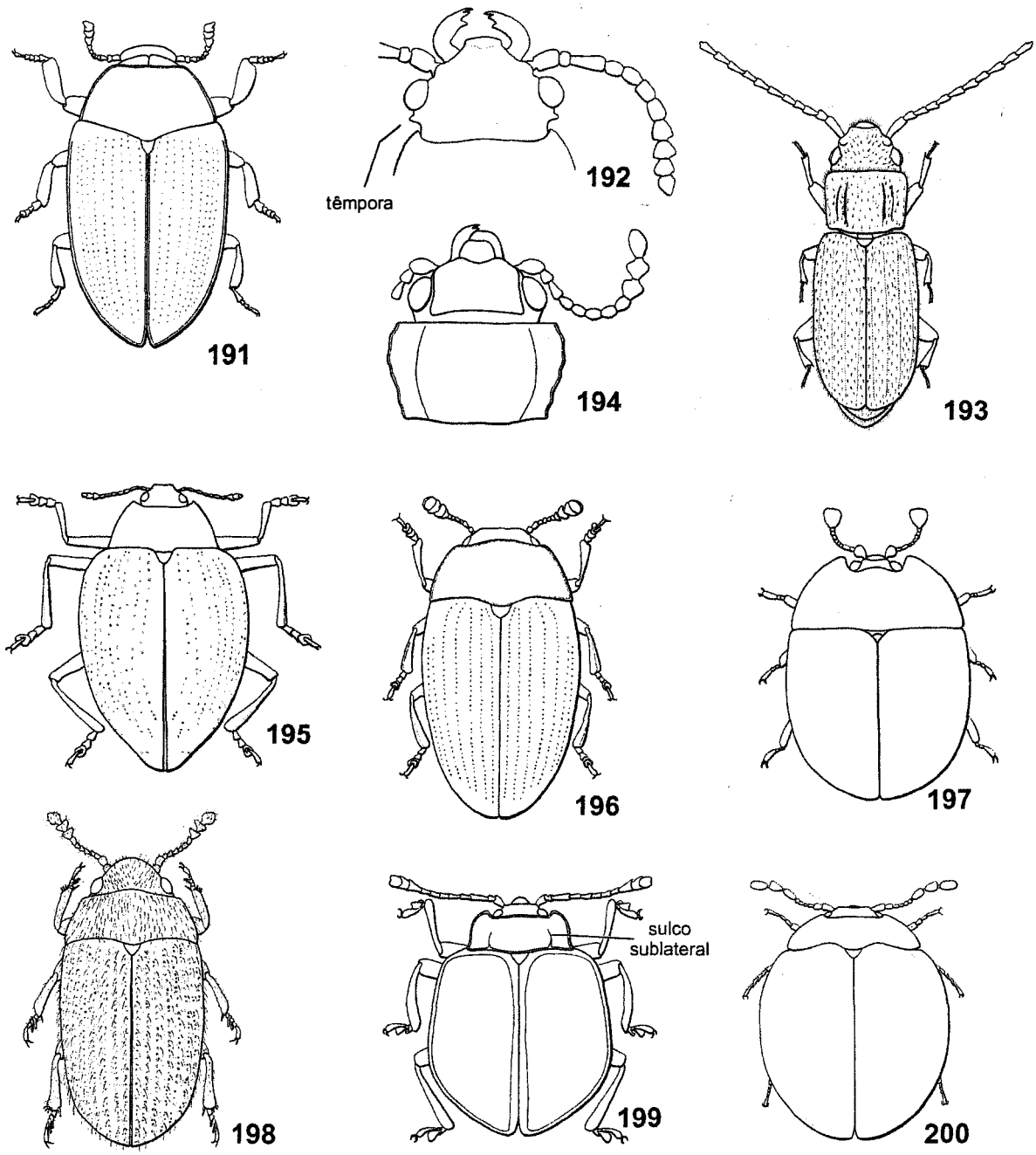
— Palpômero maxilar distal com margens laterais divergentes ou paralelas, raramente convergentes para o ápice. Mento não estreitamente articulado com o submento. Cavidade mesocoxal não separada ou amplamente separada **5**

4(3). Pronoto com ou sem linha oblíqua fina separando o ângulo anterior do disco. Abdômen com cinco ou seis ventritos. Parâmero (tégmen) com falobase munida de apódema .... **Microweiseinae**

— Pronoto sem linha oblíqua separando o ângulo anterior do disco. Cabeça pequena, parcialmente retraída no pronoto .... **Sticholotidinae**

5(3). Antena curta, 2/3 ou menos da largura da cabeça. Palpômero maxilar distal geralmente paralelo lateralmente ou em forma de barril, raramente securiforme. Cavidades mesocoxais amplamente separadas ..... **Scymninae**

— Antena longa, geralmente mais longa que 2/3 da largura da cabeça. Palpômero maxilar distal securiforme; cavidades mesocoxais estreitamente separadas **6**



Figuras 32.191-200. Morfologia e hábitos. **191,** Monotomidae: *Hyporhagus* sp., vd; **192,** Cucujidae: *Palaestes freyreissi* Heyden, cabeça, vd; **193-194**, Laemophloeidae: *Laemophloeus* sp; **193**, hábito, vd; **194**, cabeça e protórax, vd; **195-196**, Erotylidae, vd: **195**, *Erotylus histrio* Fabricius (Erotylinae); **196**, *Mycotretus* sp. (Erotylinae); **197**, Discolomidae: *Discoloma modestum* John, vd (Discolomatidae); **198**, Biphyllidae: *Diplocoelus* sp. vd; **199-200**, Endomychidae, vd: **199**, *Amphix* sp., vd (Lycoperdininae); **200**, *Rhymbus pallidus*, Gerstaecker vd (Epipocinae).

6(5). Superfície dorsal pubescente ..... **Coccidulinae**
— Superfície dorsal glabra ..... **Coccinellinae**

78. Corylophidae (= Orthoperidae) (Figs. 32.209-211). Forma do corpo semelhante à dos Coccinellidae, cabeça geralmente coberta pelo pronoto, sutura fronto-clipeal ausente, apenas um lobo maxilar, antenas moderadamente alongadas com clava trímera, cavidades procoxais fechadas externamente, fórmula tarsal 4–4–4 e pigídio exposto na maioria dos táxons. Comprimento entre 0,5 e 2,3 mm. Corpo globoso, geralmente oval ou arredondado, às vezes hemisférico; coloração variável, geralmente castanho-avermelhada ou negra, às vezes mais clara próximo à borda do pronoto ou em manchas discais; geralmente com pernas e antenas pálidas, com clavas enegrecidas. No Brasil, ocorrem *Corylophodes* Mattheus, *Hoplicnema* Mattheus e *Sacium* LeConte.

Larvas e adultos alimentam-se de esporos e hifas de fungos. Vivem em troncos caídos, sob casca de árvores e em acúmulos de matéria orgânica vegetal em decomposição; muitas espécies estão presentes sobre folhas e flores de plantas.

Está dividida em cinco subfamílias: Corylophinae, Orthoperinae, Peltinodinae, Periptycinae e Rypobiinae. Apenas a primeira tem registro para o Brasil. Bowestead & Leschen (2002) é uma referência para o grupo.

79. Latridiidae (Fig. 32.212). Reconhecida pela forma oval–alongada e tarsos trímeros. Comprimento entre 1 e 3 mm. Alongados ou oval–alongados, levemente convexos; coloração geralmente de castanha a castanho-escura; pubescência moderadamente longa, semiereta, recumbente ou ausente. Adultos e larvas alimentam-se de esporos e hifas de uma variedade de fungos, principalmente ascomicetos. Alguns especializaram-se em Mixomicetos e outros alimentam-se de produtos estocados atacados por fungos. Podem ser encontrados na serapilheira, sob musgo, casca de árvores, madeira apodrecida, ninhos de animais, habitações humanas e também sobre a vegetação. Algumas espécies podem ser encontradas em produtos estocados e, embora possam ser frequentemente vistos como pragas, sua presença geralmente indica condições úmidas de estocagem e não causam prejuízos porque se alimentam de fungos. Outras espécies são encontradas em habitações humanas, onde a umidade permite crescimento de bolor.

Está dividida em duas subfamílias, Latridiinae e Corticariinae, a primeira com registro no Brasil. Referências são Dajoz (1967, 1974).

Tenebrionoidea (= Heteromera)

Caracteriza-se principalmente pela fórmula tarsal 5–5–4 em ambos os sexos (com redução a 4–4–4 em algumas linhagens), junção trocântero-femoral bastante oblíqua ou heteromeroide, redução do número de veias atrás da MP a quatro ou menos, edeago do tipo heteromeroide, no qual o parâmero incompleto fica acima do pênis, tendência da procoxa ser cônica e projetada ou parcialmente escondida, e seus trocantinos reduzidos e/ou escondidos. As larvas possuem menos de seis estemas a cada lado, mala rombuda, mandíbula sem prosteca e segmento X transverso, não formando um pigópode cilíndrico.

80. Mycetophagidae (Fig. 32.213). Distingue-se dos demais Tenebrionoidea principalmente pela forma do corpo de oblonga a ovalada, levemente achatado e pubescente, olhos grosseiramente facetados e antenas clavadas. Comprimento entre 1,5 e 5 mm. Coloração de castanha a castanho-escura, geralmente com mancha amarelada; pubescência densa e longa. No Brasil, ocorrem *Caserus* Dajoz, *Pseudochrodes* Reitter e *Typhaea* Stephens. A maioria dos membros dessa família alimenta-se de fungos, e geralmente são encontrados nos próprios fungos, sob casca de troncos, madeira apodrecida ou matéria vegetal em decomposição. Alguns podem ser encontrados em produtos estocados, onde sua presença é indicativa de condições com umidade e bolor. As larvas são desconhecidas para o Brasil.

Está dividida nas subfamílias: Esarcinae, Bergininae e Mycetophaginae, a última com registro para o Brasil.

81. Archeocrypticidae (Fig. 32.214). Possuem cavidades procoxais fechadas, tarsos simples e heterômeros. Diferem dos Tenebrionidae especialmente pela extensão lateral posterior da projeção intercoxal protorácica envolvendo as procoxas e fechando parcialmente as cavidades coxais, e os dois ventritos basais conatos. Comprimento entre 1,5 e 2 mm. Corpo oval alongado e fortemente convexo; de castanho–escuro a negro, finamente pubescente. No Brasil, ocorrem *Enneboeus brasilianus* Merkl e *E. ruficolor* Pic. Larvas e adultos parecem ser saprófagos e geralmente são encontrados na serapilheira ou matéria vegetal em decomposição. As larvas são desconhecidas para o Brasil.

82. Ciidae (= Cisidae) (Figs. 32.215-216). Pequenos ou minúsculos, convexos, geralmente oval ou alongados, com fórmula tarsal 4–4–4, antenas com 8 a 10 antenômeros, últimos dois ou três antenômeros formando clava, olhos ovais, projeção prosternal estreitada apicalmente ou paralela lateralmente, mesocoxas não fechadas lateralmente pelo esterno, élitros geralmente não estriados e abdômen com cinco ventritos articulados. Comprimento entre 0,5 e 6 mm. Coloração geralmente de castanha a castanho-escura, parcialmente ferrugínea ou amarelada; glabros ou subglabros, alguns com cerdas curtas e eretas.

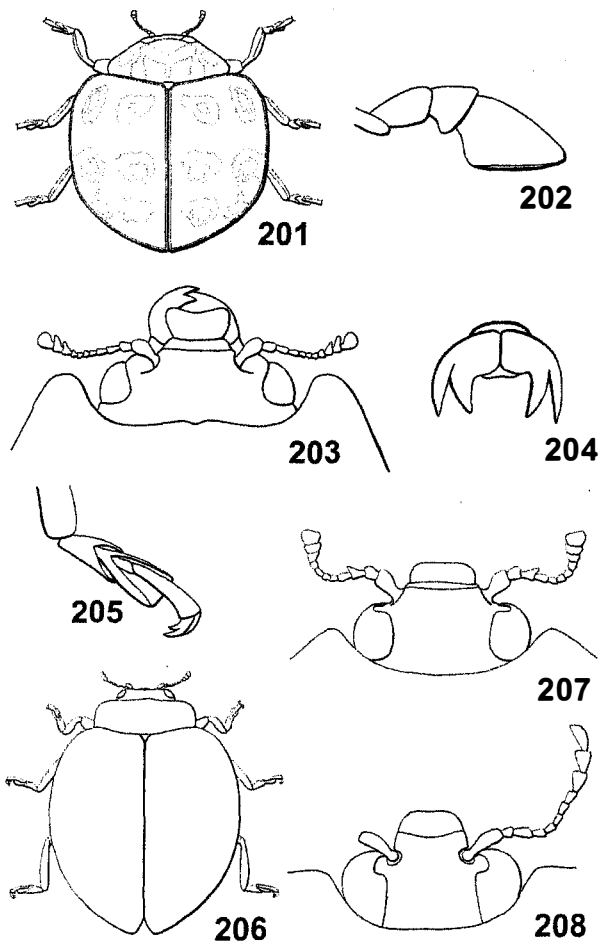
Adultos e larvas alimentam-se de fungos, geralmente no interior de corpos de frutificação ou de hifas vegetativas de basidiomicetos. Geralmente empupam dentro do fungo. Ocasionalmente são encontrados embaixo de casca de troncos, madeira apodrecida ou galerias de broqueadores (Curculionidae, Scolytinae), mas provavelmente estão associados com fungos. A maioria se alimenta e se reproduz em um pequeno número de espécies de fungos. Algumas espécies são atraídas por fungos secos e podem se transformar em pragas de fungo seco comercial. Os machos de algumas espécies usam os cornos da cabeça e às vezes do pronoto para lutar com outros dentro do túnel que habitam.

Está dividida em duas subfamílias, Ciinae e Sphindociinae, a primeira com registro para o Brasil.

Referências importantes são Lawrence (1987) e Lopes-Andrade (2005, 2007, 2008).

83. Melandryidae (= Serropalpidae) (Figs. 32.217-219). De moderada diversidade estrutural e difícil caracterização. A maioria tem metatarsômero basal alongado, esporões tibiais distintos nas metatíbias e palpômero maxilar distal bem desenvolvido, securiforme ou cultriforme. Comprimento entre 2 e 20 mm. Corpo de forma variada, desde estreitos, paralelos lateralmente ou estreitados em direção ao ápice, a largos, ovalados ou subcilíndricos; coloração geralmente uniforme, de castanha a negra; às vezes com padrão de colorido contrastante; pubescência dorsal geralmente combinando cerdas eretas e decumbentes. Podem ser divididos em duas categorias: fungívoros e xilófagos. Adultos e larvas geralmente alimentam-se de madeira apodrecida e corpos de frutificação de fungos. Geralmente são encontrados sob casca, raízes de árvores ou fungos que crescem em madeira morta. Ocasionalmente podem ser encontrados parados sobre flores. Os adultos são primariamente noturnos.

Está dividida em quatro subfamílias, Hallomeninae, Eustrophinae, Melandryinae e Osphyinae, as três últimas com registros para o Brasil. Referências para o grupo são Costa *et al.* (1988) e Lawrence *et al.* (1999).



Figuras 32.201-208. Coccinellidae; **201**, *Coccinella ocelligera* Crotch, vd (Coccinellinae); **202-205**, Epilachninae: **202**, palpo maxilar; **203**, cabeça, vd; **204** garra tarsal; **205**, tarso; **206**, *Epilachna clandestina* Mulsant, vd (Epilachninae); **207**, *Coccinella* sp. (Coccinellinae), cabeça, vd; **208**, *Poria* sp. (Scymninae), cabeça, vd.

84. Mordellidae (Figs. 32.220-221). Besouros em forma de cunha, com antenas curtas, parte anterior do corpo retrátil, élitros inteiros, pigídio geralmente longo e em forma de ponta e pernas posteriores longas. Comprimento entre 1,5 e 15 mm. Aerodinâmicos, caracteristicamente curvados quando vistos de perfil, comprimidos lateralmente e afilados em direção ao ápice (forma de cunha); região ventral convexa; coloração variada, frequentemente negra, geralmente bicoloridos, com cabeça e pronoto diferindo dos élitros; pubescência de esparsa a densa, cerdas grossas e decumbentes ou cerdas escamiformes de várias cores, geralmente branca ou acinzentada, frequentemente formando vários padrões. Os adultos podem ser encontrados sobre vegetação, especialmente sobre flores, onde aparentemente se alimentam de néctar e pólen. Em certas condições, podem formar-se grandes enxames de adultos. A maioria se desenvolve em madeira morta e apodrecida, mas algumas espécies se desenvolvem em corpos de frutificação de fungos e outras, em caule de arbustos e plantas herbáceas, causando danos a algumas espécies cultivadas.

Está dividida em duas subfamílias, Ctenidiinae e Mordelllinae; a última com registro para o Brasil. Referências são Ray (1939) e Ermisch (1969).

85. Rhipiphoridae

Família pequena, difícil de caracterizar e interessante pelas larvas parasitoides de outros insetos. Comprimento entre 3,5 e 38 mm. Forma variada, geralmente curvados, comprimidos lateralmente e afilados em direção ao ápice; em forma de cunha, como em Mordellidae, mas sem ápice do abdômen em forma de espinho; geralmente subglabros ou cobertos com cerdas decumbentes. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Os Rhipiphoridae são parasitoides hipermetamórficos de imaturos de Hymenoptera, Blattaria e alguns Coleoptera (Curculionidae, Scolytinae). Os ovos são postos em massas de poucos a várias centenas, em botões de flores, folhas, no solo ou em madeira. O desenvolvimento envolve estágios com alimentação interna e externa. São entomófagos e possuem uma larva de primeiro ínstar do tipo triungulino, que se prende nos adultos dos hospedeiros. Nos ínstares posteriores, podem transformar-se em larva com pernas reduzidas, indistintamente segmentadas, que se alimenta externamente de larvas de vespas, abelhas ou besouros, ou em uma larva degenerada, ápoda, semelhante a um saco, que se alimenta internamente de ninfas de barata. O último tipo adquire, posteriormente, apêndices distintos. Ambos os tipos abandonam o hospedeiro para empupar e transformam-se em adultos de vida livre. Pupa exarata ou obtecta.

Está dividida em seis subfamílias: Ptilophorinae, Hemirhipidiinae, Micholaeminae, Pelecotominae, Rhipidiinae e Rhipiphorinae. As quatro últimas têm registros para o Brasil.

86. Zopheridae (inclui Merycidae, Colydiidae, Monommatidae) (Figs. 32.222-226). É reconhecida pela presença de

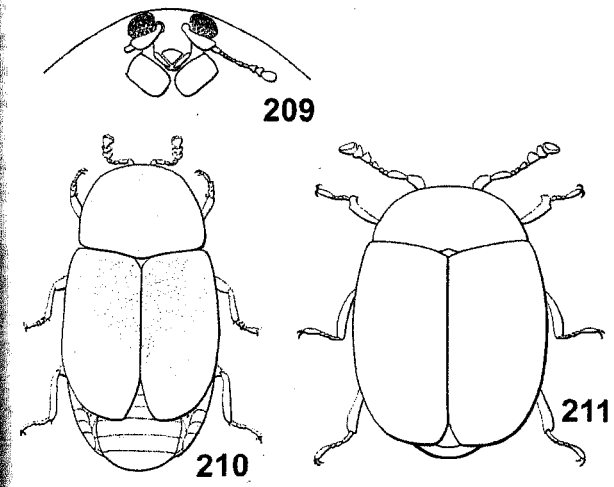
quatro ventritos conatos, antenas inseridas abaixo da margem frontal, fórmula tarsal 5–5–4 ou 4–4–4 e metacoxas separadas por distância maior que sua largura. Comprimento entre 1,8 e 34 mm. Alongados, achatados, de paralelos lateralmente a ovais convexos; glabros ou cobertos de cerdas simples ou escamas; lisos ou tuberculados, carenados ou pustulados, geralmente com camada de secreções. Adultos e larvas geralmente encontrados em madeira apodrecida ou em corpos de frutificação de fungos. Larvas, pupas e adultos foram coletados em galerias escavadas no cerne de troncos caídos.

Está dividida em quatro subfamílias, Colydiinae, Mommatinae, Zopherinae e Usechinae, as três primeiras com registros para o Brasil. Referências são Doyen & Lawrence (1979), Ivie & Ślipiński (1990) e Ślipiński & Lawrence (1999).

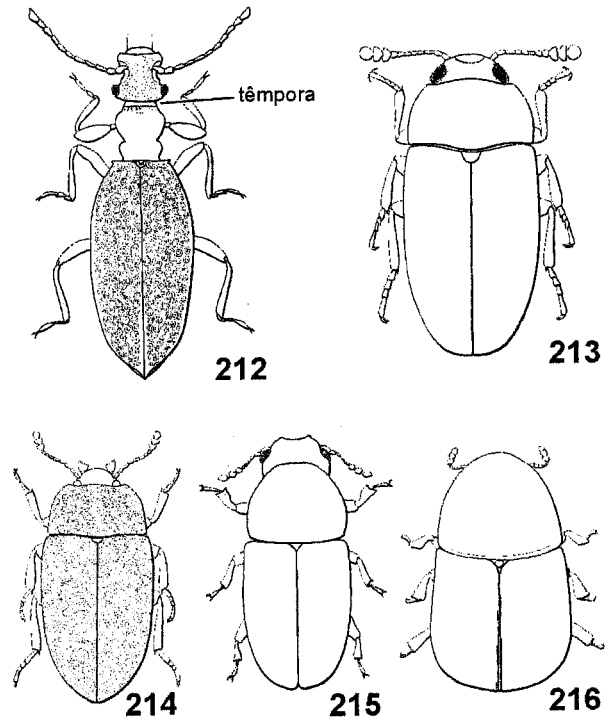
87. Tenebrionidae (inclui Alleculidae, Cossyphodidae, Lagriidae, Nilionidae, Petriidae, Rhysopaussidae e Tentyriidae) (Figs. 32.234-255). Nomes populares: besouro-preto, besouro-cornudo-das-farinhas, bicho-do-amor, bicho-do-amendoim, bicho-do-pão, bicho-capixaba, bicho-da-farinha, dragão-da-lua, gorgulho-da-farinha, idiamin (Lagriinae), ligeirinho (às vezes, na forma diminutiva, como besourinho-preto ou bichinho-do-amor).

Família muito diversa e difícil de caracterizar pelas muitas exceções nos caracteres diagnósticos: corpo tipicamente rígido, antenas tipicamente com 11 antenômeros, inseridas embaixo de expansões laterais da fronte, cavidades procoxais fechadas; abdômen com ventritos I a III conatos e IV a V móveis, e fórmula tarsal geralmente 5–5–4. Comprimento entre 1 e 80 mm. Tamanho e forma do corpo muito variada; bem esclerosados, com corpo muito rígido; geralmente negros ou marrons e subglabros; alados ou ápteros. A maioria é crepuscular ou ativos à noite. Devido à rigidez do corpo, são geralmente bem adaptados a ambientes xéricos. A maioria também é caracterizada por possuírem reservatórios glandulares pares, associados com sistema de defesa química, geralmente localizados na base do ventrito V. Vivem em madeira apodrecida, geralmente amolecida e alterada quimicamente pela ação de vários fungos, sob casca de árvores, troncos caídos, em galerias de outros besouros broqueadores, associados a corpos de frutificação de fungos, em líquens, algas e musgos que crescem em troncos, sobre folhas e flores, no solo, serapilheira, sob pedras ou troncos. Algumas espécies estão associadas a ninhos de insetos ou outros invertebrados e produtos estocados. Em alguns grupos, os adultos estão adaptados a escavar o substrato e ocupam o mesmo hábitat das larvas; em outros, possuem corpo relativamente mole e vida curta, e geralmente são diurnos e coloridos. Algumas espécies podem ser braquípteras ou ápteras. São primariamente saprófagos e alimentam-se de matéria vegetal e animal, incluindo húmus, serapilheira, troncos apodrecidos, carniça, excrementos e corpos de frutificação de fungos; alguns são predadores. Devido a seu tamanho grande e associação com plantas, podem ser encontrados na agricultura, mas possuem pouca ou nenhuma importância econômica. Entretanto, algumas espécies podem ser pragas de produtos estocados e outras, cujas larvas se alimentam de raiz, podem tornar-se pragas da agricultura, especialmente de plantas jovens, durante condições secas. Também podem danificar sementes plantadas ou mudas jovens. Espécies que se alimentam de fungos podem tornar-se pragas de cogumelos cultivados.

Está dividida em dez subfamílias, oito com registros para o Brasil (ver chave abaixo). As duas sem registro para o Brasil são Cossyphodinae e Zolodininae. Referências para Tenebrionidae são Freude (1967, 1968) e Flores & Triplehorn (2002).



Figuras 32.209-211. Corylophidae. **209**, cabeça, vd; hábito, vd; **210**, *Acium* sp., vd; **211**, *Orthoperus* sp., vd.



Figuras 32.212-216. Hábitos. **212**, Latridiidae: *Eufallia seminiveus* (Motschulsky), vd. **213**, Mycetophagidae, vd; **214**, Archeocrypticidae, vd; **215-216**, Ciidae, vd; **215**, *Xylographus* sp.; **216**, *Porculus vianai* (Pic).

Chave para subfamílias

1. Corpo curto e largo, quase arredondado, de moderado a fortemente convexo dorsalmente e achatado ventralmente. Antena mais ou menos moniliforme, com anel de sensores compostos no ápice dos antenômeros IV-X ..... **Nilioninae**
— Corpo alongado, convexidade variável. Antena de outra forma **2**

2(1). Abdômen geralmente sem membrana visível na margem posterior dos ventritos III e IV. Antena geralmente filiforme, com 2 a 3 antenômeros distais formando clava fraca, às vezes moniliforme ou clavada, com sensores setiformes simples geralmente agrupados em anéis apicais nos últimos três antenômeros. (Figs. 32.251-253) ..... **Pimeliinae**
— Abdômen geralmente com membrana visível na margem posterior dos ventritos III e IV. Antena de forma variada .. **3**

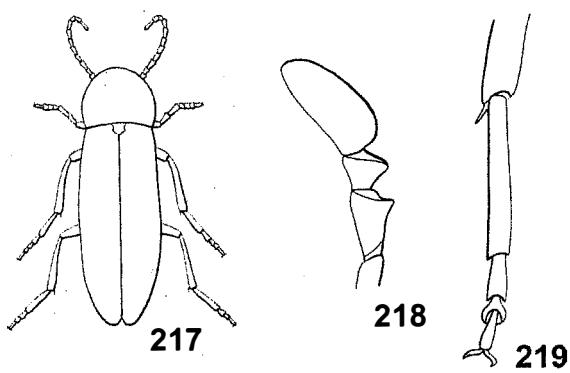
3(2). Garras tarsais pectinadas (Figs. 32.235-236) .... **Alleculinae**
— Garras tarsais não pectinadas **4**

4(3). Tarsômeros simples, não dilatados. Membrana clípeo–labral exposta **5**
— Pelo menos um tarsômero dilatado ou lamelado. Membrana clípeo--labral exposta ou não **7**

5(4). Antena geralmente clavada, com sensores setiformes nos antenômeros apicais. Escapo às vezes muito alongado (geniculado em Phrenaptini). Mandíbula de moderada a fortemente projetada, tridenteada. (Figs. 32.249-250) .... **Phrenaptinae**
— Antena gradualmente alargada para o ápice ou formando clava com 5 a 7 antenômeros, com sensores nos antenômeros apicais. Outros caracteres diferentes **6**

6(5). Labro em forma de faixa estreita (Fig. 32.243) . **Diaperinae**
— Labro de comprimento moderado. Membrana clípeo–labral exposta ou escondida (Figs. 32.254-255) ..... **Tenebrioninae**

7(4). Antena de filiforme a gradualmente expandida; antenômero apical geralmente longo (Lagriini); sensores setiformes apenas no antenômero apical. Pelo menos penúltimo tarsômero lobado ventralmente e mais largo que os demais; tarsômero apical originando-se antes do ápice (Figs. 32.244-245) ..... **Lagriinae**
— Antena de modo geral gradualmente dilatada para o ápice ou levemente clavada (Figs. 32.237, 239). Tarsômeros dilatados e/ou o tarsômero IV menor que os demais (Figs. 32.241-242) ..... **Stenochiinae**



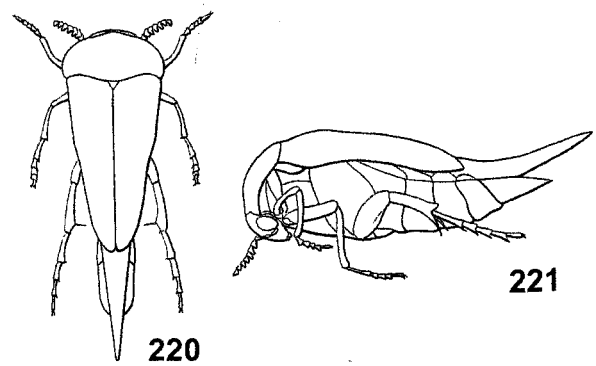
Figuras 32.217-219. Melandryidae: *Phloeotrya* sp. (Melandryinae); **217**, hábito, vd; **218**, palpo maxilar; **219**, tarso posterior.

88. Oedemeridae (Fig. 32.227). Alongados, de corpo mole e colorido variado, distinguem-se especialmente pelo pronoto alargado anteriormente, sem margens laterais e base mais estreita que os élitros, cavidades procoxais abertas e fórmula tarsal 5–5–4. Comprimento entre 5 e 20 mm. Coloração variável, de pálida a castanho-escura, às vezes metálica, geralmente com manchas amarelas; pubescência muito variada, recumbente ou ereta. Geralmente desenvolvem-se em lugares úmidos e raízes de plantas. Os adultos geralmente são encontrados sobre flores, onde se alimentam de néctar. Também são encontrados em folhagens, madeira flutuante ou troncos apodrecidos úmidos. A maioria das larvas alimenta-se de madeira apodrecida, algumas ocorrem em caules ou raízes de arbustos ou plantas herbáceas. Nenhuma espécie tem importância econômica na silvicultura ou agricultura. Entretanto, uma espécie cosmopolita pode causar danos a madeira estrutural e algumas espécies podem causar bolhas se forem espremidos contra a pele humana.

Está dividida em duas subfamílias, Calopodinae e Oedemerinae, esta última com registro para o Brasil. Arnett (1951) é uma referência para o grupo.

89. Meloidae (inclui Tetraonychidae) (Fig. 32.228). Nomes populares: burrinho-da-batata, burrinho-cinzento, burrinho-da-pimenteira, burrinho-zebra, caga-fogo, papa-pimenta, vaquinha-da-batatinha, vaquinha.

Pode ser reconhecida principalmente pelo corpo mole, alongado, pernas longas, cabeça defletida, com pescoço estreito, pronoto não carenado lateralmente, tarsos heterômeros, pernas longas e garras com apêndice ventral ou inferior. Comprimento entre 5 e 35 mm. Forma heterogênea; coloração variável, de opaca a metálica ou colorida de vermelho ou amarelo e preto (típica coloração de alerta); pubescência variável. Muitos possuem larvas parasitoides e desenvolvimento hipermetamórfico, com vários ínstares larvais, diferindo tanto na morfologia quanto no comportamento. As larvas de primeiro ínstar são muito ativas (triungulinos), fortemente esclerosadas, campodeiformes, com cabeça prognata. Seguem-se mais quatro ínstares sedentários, do tipo escarabeiforme, ligeiramente esclerosado e com cabeça hipognata. A larva de sexto ínstar é do tipo coarctata, possui peças bucais e pernas reduzidas, e permanece em diapausa. O sétimo e último ínstar é escarabeiforme, semelhante ao quinto, mas não se alimenta. Pupa exarata. As larvas geralmente são parasitoides e predadoras, geralmente atacando ninhos de



Figuras 32.220-221. Mordellidae: *Mordella* sp., vd e vl.

abelhas, onde consomem tanto os imaturos do hospedeiro quanto as provisões de uma ou mais células. Também são encontradas em ootecas de gafanhotos, onde predam os ovos. Os parasitoides de abelhas atingem o ninho do hospedeiro por foresia, preso a abelhas adultas visitando flores. Esses triungulinos podem ser carregados por seus hospedeiros a distâncias consideráveis.

Os adultos de meloídeos são fitófagos e alimentam-se de folhas e flores de várias famílias de plantas; os de algumas espécies não se alimentam. Os machos produzem cantaridina, substância defensiva e vesicante, que é eliminada quando perturbados. Essa substância é transferida para a fêmea durante a cópula e está presente também nas larvas. É utilizada na medicina, mas pode ser perigosa, causando bolhas externas ou hemorragias internas e morte se ingerida pelo homem ou por animal. Devido ao tamanho moderado e comportamento de enxamear, podem causar danos consideráveis a colheitas, alimentando-se da folhagem ou brotos. Mas algumas espécies podem ser benéficas à agricultura enquanto larvas, ajudando a controlar populações de gafanhotos, apesar de ser praga enquanto adulto.

Está dividida em três subfamílias, todas com registros para o Brasil: Eleticinae, Meloinae e Nemognathinae. Referências úteis são Selander (1966), Selander & Selander (1992/1993) e Pinto & Bologna (1999).

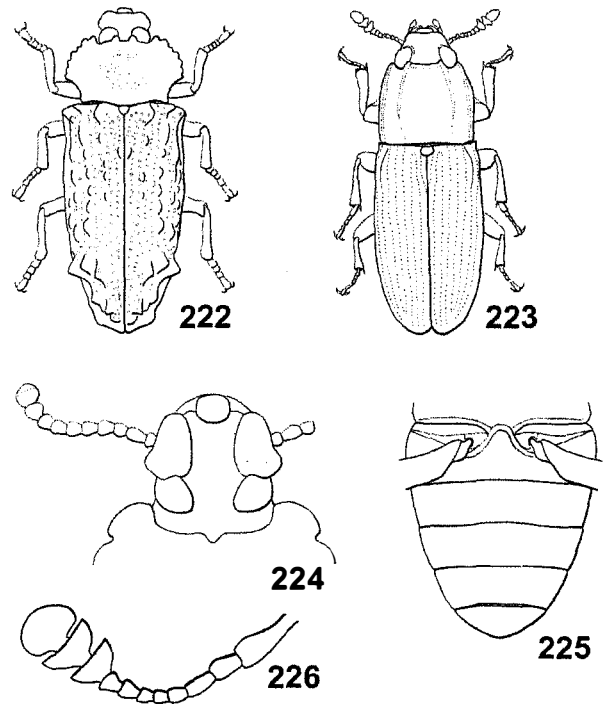
90. Mycteridae (inclui Hemipeplidae) (Figs. 32.122, 230). Antenômeros relativamente curtos, prosterno encoberto pelas procoxas na região anterior, élitros com mancha sutural apical na superfície ventral, frequentemente visível dorsalmente como área elíptica de cor contrastante e machos geralmente com área elevada e/ou área cerdosa nos ventritos. Comprimento entre 2,5 e 9 mm. Corpo alongado, às vezes robusto; ligeiramente ovalado e achatado ou paralelo lateralmente e achatado; pubescência dorsal geralmente densa e curta. A biologia é pouco conhecida. Alguns adultos estão associados a palmeiras. Uma espécie de *Hemipeplus* Berthold é apontada como praga de palmeiras. As larvas de Mycteridae são fitófagas e ocorrem embaixo de casca ou na axila de folhas ou folhas mortas de plantas monocotiledôneas. Durante o desenvolvimento, após o último ínstar larval, passa por estágio morfologicamente distinto e quiescente (pré-pupa) que antecede o estágio pupal (Costa & Vanin, 1977).

Está dividida em três subfamílias, Hemipeplinae, Lacconotinae e Mycterinae, as duas primeiras com registros para o Brasil. Referências importantes são Pollock (1999, 2006) e Pollock *et al.* (2000).

91. Salpingidae (inclui Aegialitidae, Dacoderidae, Elacatidae, Eurystethidae, Inopeplidae, Othniidae, Tretothoracidae) (Figs. 32.231-232). Difícil de caracterizar, formada por elementos que pertenciam a outras famílias. Comprimento entre 1,5 e 7 mm. Corpo de forma variada, de alongado a ligeiramente ovalado, de achatado a subcilíndrico; geralmente pontuado na região dorsal; com ou sem pubescência distinta. Os adultos são encontrados sobre flores, folhagens ou associados a galhos e troncos apodrecidos. As larvas são encontradas embaixo da casca de troncos apodrecidos ou na axila de folhas.

Está dividida em sete subfamílias — Agleninae, Aegialitinae, Dacoderinae, Inopeplinae, Othniinae, Prostominiinae e Salpinginae —, as quatro últimas com registros para o Brasil.

92. Anthicidae. São reconhecidos principalmente pela cabeça abruptamente constrita formando pescoço, pronoto mais largo na metade anterior e estreitando-se para a base, base do pronoto mais estreita que a base dos élitros e primeiros dois ventritos articulados livremente. Comprimento entre 1,5 e 15 mm. Forma geralmente alongada e característica, levemente convexa, cabeça totalmente exposta; superfície dorsal geralmente com pubescência curta, decumbente ou esparsa, ereta, ou aparentemente glabra. Os adultos são encontrados associados a matéria vegetal em decomposição, na serapilheira, solo, entre vegetação, sob pedras e escombros, ou sobre vegetação e flores. Algumas espécies estão associadas a ambientes mais específicos, como areias de dunas e de margens de rios. A maioria é onívora, alguns são predadores oportunistas de pequenos artrópodes, mas também podem alimentar-se de pólen, exsudados de plantas ou hifas e esporos de fungos. As larvas geralmente estão associadas a matéria vegetal em decomposição; são onívoras ou micetófagas, algumas predadoras oportunistas, alimentando-se de pequenos artrópodes e seus ovos. Algumas espécies estão sendo investigadas para serem utilizadas como agentes de controle biológico, primariamente através da predação de ovos ou larvas pequenas de espécies pragas. Larvas, pupas e adultos de *Lagrioida nortoni* Costa, Vanin & Ide. foram coletados junto às raízes de vegetação das dunas no Rio Grande, RS.



Figuras 32.222-226. Zopheridae; **222**, *Noseriuns dormeanus* Fairmaire, vd (Zopherinae); **223**, *Aulonium* sp., vd (Colydiinae); **224-225**, *Noserinus* sp. (Zopherinae), **224**, cabeça, vd; **225**, coxa posterior e ventritos; **226**, *Hyporhagus rufocinctus* Pic (Mommatinae), antena.

Está dividida em dez subfamílias: Afreminae, Ischaliinae, Lagrioidinae, Lemodinae, Macratriinae, Steropinae (essas sem registros para o Brasil), Anthicinae, Copobaeninae, Eurygeniinae e Tomoderinae (com registros para o Brasil). Referências mais importantes são Abdullah (1963), Werner (1983), Costa *et al.* (1995) e Chandler (2002).

93. Aderidae (= Euglenidae, Euglenesidae, Hylophilidae, Xylophilidae). São reconhecidos principalmente pelos olhos emarginados, com granulação grossa e cerdas, cabeça transversa e defletida, abruptamente constrita na base e dois ventritos basais fundidos. São semelhantes aos Anthicidae, diferindo principalmente pelo pescoço curto e largo, último palpômero maxilar bem desenvolvido e securiforme, penúltimo tarsômero muito pequeno e primeiro metatarsômero longo. Comprimento entre 1,5 e 3 mm. Corpo de oval a alongado; pubescência densa, variando de fortemente decumbente a subereta, geralmente com não mais que dois tipos de cerdas. No Brasil, ocorre *Aderus* Westwood. Os adultos geralmente são encontrados sobre a vegetação, principalmente de angiospermas de folhas largas; alguns são termitófilos. As larvas são desconhecidas para o Brasil; em outras regiões, são encontradas em madeira apodrecida, ninhos de abelhas e cupins, serapilheira e embaixo de casca.

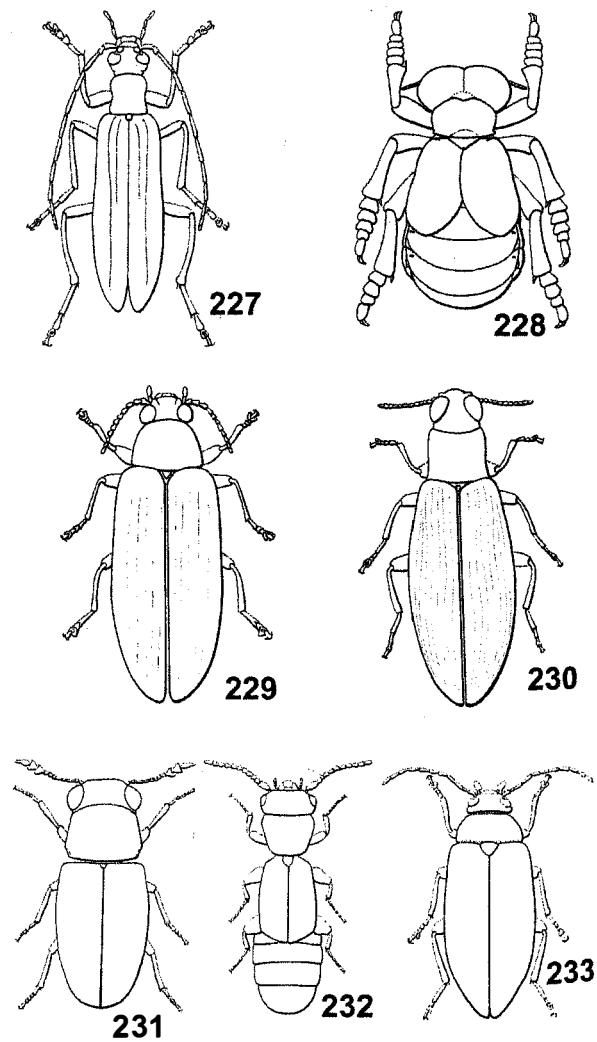
94. Scraptiidae (inclui Anaspididae) (Fig. 32.233). Corpo mole, cabeça arredondada atrás dos olhos, antenas filiformes ou pectinadas, antenômeros distais não dilatados nem formando clava e larvas com apêndice deiscente no ápice do abdômen. Comprimento entre 3,5 e 8 mm. Corpo alongado, ligeiramente ovalado e convexo; distintamente pontuado; coloração geralmente castanho-avermelhada a negra, às vezes formando padrões de cores contrastantes. No Brasil, ocorre apenas o gênero *Scraptia* Latreille (Scraptiinae). Adultos são encontrados sobre flores e folhagens. As larvas sob casca de troncos apodrecidos.

Está dividida em duas subfamílias, Anaspidinae e Scraptiinae, a última com registro para o Brasil. Vanin *et al.* (1996) é uma referência para a família.

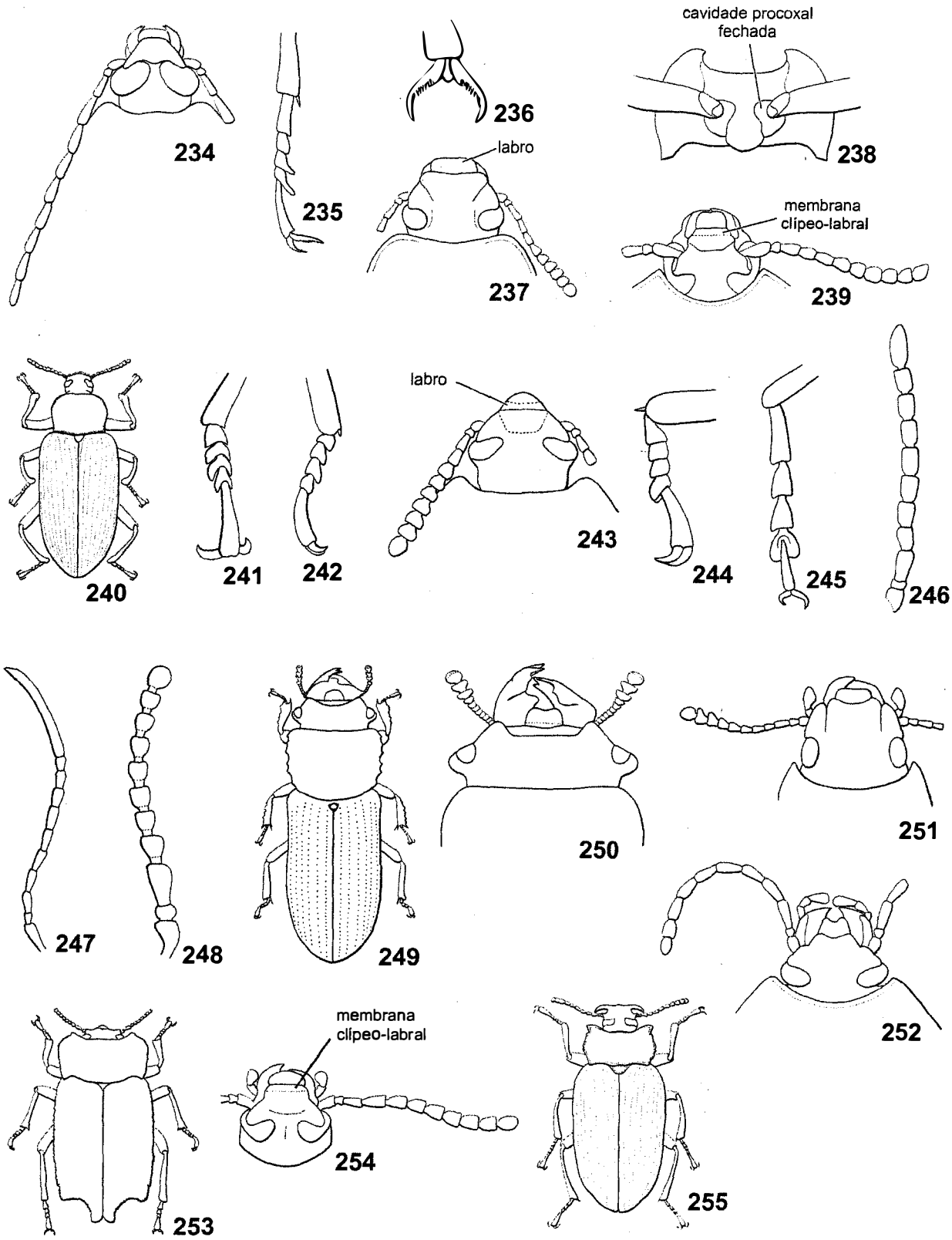
Chrysomeloidea (Phytophaga)

Adultos com tarsos pseudotetrâmeros, edeago do tipo cucujoide reduzido e órgãos reprodutivos internos do macho semelhantes; nas larvas, falta a mola mandibular e uma área gular distinta. Diferem dos Curculionoidea pelos adultos com peças bucais bem desenvolvidas, mas sem rostro ou clava antenal distinta, e falta de trave hipofaríngea nas larvas. Reid (2000) apresentou uma chave para famílias e subfamílias de Chrysomeloidea.

95. Cerambycidae (inclui Parandridae, Spondylidae) (Figs. 32.256-257, 259). Os principais nomes populares são arlequim, arlequim-pequeno, besouro-maguari, besouro-serrador, besouro-das-hastes, carocha, corintiano, serrador-da-acácia, serrador-da-bracatinga, serrador-do-cacau, serrador-do-jenipapeiro, etc., serra-pau, tange-viola, testa-de-lã, tigre-do-mate, toca-viola. São reconhecidos pelas antenas longas, geralmente inseridas em emarginação dos olhos, e tarsos característicos. Inclui os maiores besouros conhecidos, *Macrodontia cervicornis* (L.) e *Titanus giganteus* (L.) do Amazonas, que podem atingir mais de 150 mm de comprimento. Comprimento entre 3 e 200 mm. Forma extremamente variável, geralmente alongados e cilíndricos ou achatados; coloração geralmente castanha ou com cores brilhantes, às vezes metálicos; pubescência variável, simples, aveludada ou escamiforme. Os adultos são bons voadores e podem ser diurnos ou noturnos; alimentam-se principalmente de flores, folhagem macia, seiva ou frutos; alguns são atraídos por iscas fermentadas. Os adultos geralmente têm vida curta, morrendo após completar as etapas de reprodução e postura de ovos. São conhecidas muitas adaptações comportamentais das fêmeas envolvendo a preparação dos lugares para ovipostura. Por exemplo, fazendo sulco circundando o galho de plantas vivas, interrompe o fluxo normal da seiva da planta através dos tecidos do floema, o que proporciona o desenvolvimento da larva com um aumento da quantidade de nutrientes.



Figuras 32.227-233. Oedemeridae: *Diplectrus vicinus* Pic, vd; **228**, Meloidae: *Meloetyphlus attacephalus* Borgmeir, vd (Nemognathinae); **229-230**, Mycteridae (Lacconotinae) vd: **229**, *Eurypus muelleri* Seidlitz, **230**, *Stilpnonotus postsignatus* Fairmaire; **231-232**, Salpingidae, vd; **231**, *Elacatis ruficornis* (Pic) (Othniinae); **232**, *Inopeplus* sp. (Inopeplinae); **233**, Scraptiidae: *Scraptia* sp., vd.



Figuras 32.234-255. Tenebrionidae. **234-236**, Alleculinae: **234**, *Lobopoda* sp., cabeça, vd; **235-236**, *Lobopoda velutina* (Pic), tarso e garras; **237-242**, Stenochiinae: **237**, *Camaria gibbosa* Pallas, cabeça e região anterior do pronoto, vd; **238**, *Mylaris gigas* (L.), protórax, vv; **239**, *Prongylium bicolor* Castelnau, cabeça, vd; **240**, *Mylaris maxima* (Germar), vd; **241**, *Camaria gibbosa* Pallas, tarso; **242**, *Talanus* sp., tarso; **243**, Diaperinae: *Platydema* sp., cabeça, vd; **244-248**, Lagriinae; **244**, *Goniadera* sp., tarso; **245**, *Statira gemmifera* Mäkllin, tarso; **246**, *Goniadera* sp., antena; **247**, *Statira gemmifera* Mäkllin, antena; **248**, Nilioninae: *Nilio testaceum* Thomson, antena; **249-250**, Phrenaptinae; **249**, *Delognatha* sp., vd; **250**, cabeça, vd; **251-252**, Pimeliinae; **251**, *Epitragus aurulentus* Kisch, cabeça, vd; **252**, *Scotinus platynotos* (Perty), cabeça, vd; **253**, Pimeliinae, *Scotinus* sp., vd; **254-255**, Tenebrioninae; **254**, *Pyanisia nebulosa* Fabricius, cabeça, vd; **255**, *Tauroceras aries* Kulman, vd.

As larvas são fitófagas e geralmente alimentam-se internamente da casca, floema, seiva ou cerne de árvores. Algumas se desenvolvem em mudas ou no caule de plantas herbáceas. Atacam principalmente árvores mortas ou danificadas, mas algumas podem atacar árvores vivas e saudáveis; devido a seu tamanho moderado a grande, podem causar danos consideráveis. Muitas espécies são pragas especialmente de árvores que produzem madeira comercial. Por outro lado, a perfuração da madeira morta pelos cerambicídeos e suas larvas é uma parte essencial do processo de decomposição e reciclagem de nutrientes dentro do ecossistema de floresta, e a maioria das espécies é de importância econômica. Algumas larvas carregam simbiontes no tubo digestivo, que secretam celulase, permitindo assim utilizar os componentes da celulose da madeira. O desenvolvimento leva de poucos meses a vários anos, dependendo da qualidade dos nutrientes e componentes do tecido do hospedeiro. Geralmente empupam dentro do hospedeiro em uma câmara pupal perto ou fora da superfície. Muitas larvas que se alimentam de raízes empupam no solo.

Está dividida em nove subfamílias, cinco com registros para o Brasil (ver chave abaixo). As demais são Apatophyseinae, Aseminae, Oxypeltinae e Spondylidinae.

Essa família têm dois catálogos voltados para o Novo Mundo ou região Neotropical, ambos publicados em vários volumes; aqui cita-se a primeira e a última publicação de cada catálogo, através das quais o interessado poderá obter informações sobre as demais: Monné (1993, 1995), com o catálogo dos cerambicídeos do hemisfério ocidental; e Monné (2001, 2004), com o catálogo dos cerambicídeos neotropicais e suas plantas hospedeiras. Os catálogos desse autor complementam-se com Monné (2005a, b, 2006), em catálogo dos cerambicídeos neotropicais. Outra série sobre a família tratando da taxonomia das diferentes tribos também vem sendo publicada em vários volumes é de Martins (1997, 2007) (a primeira e a última publicação dessa série). Outras referências são Monné & Martins (1992), Napp (1994), Galileo & Martins (1995), Monné & Giesbert (1995), Martins & Galileo (1998a, b, 2008), Lawrence *et al.* (1999), Monné & Napp (2000), Napp & Mermudes (2001), Monné & Hovore (2002), Santos-Silva & Martins (2005) e Monné & Monné (2008a, b).

Chave para subfamílias (adaptada de Triplehorn & Johnson 2005)

1. Tarsos distintamente 5–5–5, sem lobos pubescentes ventrais; tarsômero III não dilatado, tarsômero IV pequeno. Antena curta, geralmente se estendendo além da base do pronoto. Pronoto com margem lateral elevada. Labro fundido ao epistoma. (Fig. 32.257) ..... **Parandrinae**

— Tarsos pseudotetrâmeros, com lobos pubescentes ventrais; tarsômero III dilatado, ocultando o IV. Antena longa a muito longa, estendendo-se muito além da base pronotal. Margem lateral elevada ou indefinida. Labro fundido ao epistoma ou livre **2**

2(1). Cabeça vertical ou retraída; margem genal sempre dirigida posteriormente (Fig. 32.259) ..... **Lamiinae**

— Cabeça obliquamente inclinada anteriormente ou subvertical; margem genal nunca dirigida posteriormente **3**

3(2). Pronoto com margem lateral elevada. Labro fundido ao epistoma. Procoxa transversa ..... **Prioninae**

— Pronoto sem margem lateral. Labro livre. Procoxa geralmente globular **4**

4(3). Placa estridulatória do mesonoto bem desenvolvida (ausente em alguns), não dividida. Cabeça não estrangulada atrás dos olhos. (Fig. 32.256) ..... **Cerambycinae**

— Placa estridulatória do mesonoto dividida por faixa longitudinal mediana. Cabeça estrangulada atrás dos olhos . ..... **Lepturinae**

96. Vesperidae (Fig. 32.258). Nomes populares: iaiá-de-cintura, vaqueiro (*Hypocephalus armatus* Desmarest), laláde-cintura (*Migdolus fryanus* Westwood). É formada por um agrupamento de três subfamílias, consideradas por vários autores como pertencentes a Cerambycidae. Comprimento entre 8,6 e 36,5 mm. Corpo achatado ou globoso, geralmente com cerdas curtas, mais concentradas no pronoto e região ventral; coloração de negra a castanho–escura. As larvas são subterrâneas, geralmente se alimentando de raízes, e os adultos são escavadores. *M. fryanus* é praga de cana-de-açúcar.

Está dividida nas subfamílias Anoplodermatinae, Philinae e Vesperinae, es a última com registro para o Brasil. Referências são Dias (1984, 1986, 1988) e Švácha *et al.* (1997).

97. Disteniidae. Formada por insetos elegantes e com aspecto homogêneo. Possuem mandíbulas em forma de cinzel e clípeo oblíquo à fronte. Comprimento entre 5 e 25 mm. Corpo alongado e estreito; base dos élitros mais larga que o pronoto. Coloração negra, amarela ou azul, verde ou violeta metálico, geralmente a parte anterior do corpo mais sóbria que os élitros, algumas espécies com base dos élitros castanho-avermelhada ou avermelhada. Tegumento geralmente com pontuação densa, muito fina ou grossa, com cerdas curtas ou longas, às vezes formando padrões característicos. Pouco se sabe sobre seus hábitos. Os adultos são diurnos e encontrados sobre folhagens e arbustos; raramente são capturados com armadilhas luminosas. As larvas são desconhecidas para o Brasil. A larva conhecida, de uma espécie americana, foi coletada em raiz de árvore morta. Fazem galerias sinuosas embaixo da casca onde empupam. Villiers (1980), Monné & Giesbert (1995) e Santos-Silva & Mar ins (2004) são referências para a família.

98. Megalopodidae. Compartilham com a maioria dos cerambicídeos caracteres plesiomórficos, como esporões tibiais apicais pareados em todas as pernas e apódemas anteriores da genitália do macho alongados e separados. O principal caráter distintivo é antena, diferente de Cerambycidae, não defletida para trás, não inseridas em tubérculos e localizada acima da base das mandíbulas. Todos possuem área estridulatória mesonotal e a maioria possui lígula bilobada, membranosa e bem desenvolvida. Comprimento entre 3,3 e 15 mm. Forma alongada na maioria das espécies, com laterais paralelas ou subparalelas; coloração geralmente escura, de negra a castanha, às vezes levemente metálica; unicoloridos ou bicoloridos, com padrões de manchas dorsalmente.

Os adultos habitam caule e possuem mandíbulas grandes, usadas para cortar as folhas e o caule terminal em crescimento e preparar os lugares para ovipostura; alimentam-se de fluídos de exsudados dos caules cortados. Foram observados alguns adultos expelindo jatos curtos de fluído pelo ápice do abdômen, sugerindo que a quantidade ingerida é grande. Também se alimentam de sólidos, incluindo a casca interna do caule e brotos das folhas. Voam bem à luz do sol e produzem barulho estridente, causado pelo atrito do pronoto com a parte estriada do mesonoto.

As larvas conhecidas são broqueadoras de madeira, minadoras de folhas ou consomem pólen dentro de cones masculinos de Araucariaceae. Podem danificar solanáceas em geral. Fazem galerias nos caules de seus hospedeiros, mas saem para empupar no solo.

Está dividida nas subfamílias Megalopodinae, Palophaginae e Zeugophorinae, a primeira com registro para o Brasil. Uma referência para o grupo é o trabalho de Reid (1995).

99. Chrysomelidae (inclui Bruchidae, Sagridae) (Figs. 32.260-263). Os principais nomes populares são apaga-luz (Bruchinae), barata-do-coqueiro, barata-da-palmeira, bicho-do-coco, bicho-do-feijão, brasileirinho, carcoma (Bruchinae), caruncho (Bruchinae), caruncho-do-feijão, cascudinho, gorgulho-do-feijão, gorgulho-da-ervilha, vaquinha-da-aboboreira, vaquinha-do-algodoeiro, vaquinha-da-batatinha, vaquinha-do-cacau, vaquinha-do-feijão, vaquinha-do-fumo, vaquinha-da-goiabeira, vaquinha-da-melancia etc., voador.

É uma das maiores famílias de besouros. Comprimento entre 0,5 e 35 mm. Forma extremamente variada, de cilíndrica a hemisférica, às vezes achatada; coloração variável, com frequência brilhante ou metálica, geralmente bicolorida dorsalmente ou formando padrões distintos, muitas vezes com pronoto pálido e élitros mais escuros; geralmente glabros, às vezes superfície dorsal com pubescência esparsa ou densa, formada por cerdas simples ou escamiformes, eretas ou inclinadas.

Dentre os fitófagos, ocupa o segundo lugar em número de espécies, atrás de Curculionidae. Distingue-se das demais famílias de Chrysomeloidea pela presença de apódemas anteriores da genitália masculina fundidos, formando uma peça basal semelhante a um capuz, estrutura única entre as famílias de Phytophaga. Falta também a área estridulatória do mesonoto e algumas espécies possuem lígula exposta e membranosa. Outros caracteres, menos rigorosos e mais facilmente observáveis, incluem antenas geralmente de curtas a médias, não inseridas em proeminências e não parcialmente circundadas pelos olhos, esporões tibiais reduzidos, forma do corpo muito variada, mas geralmente oval–alongada.

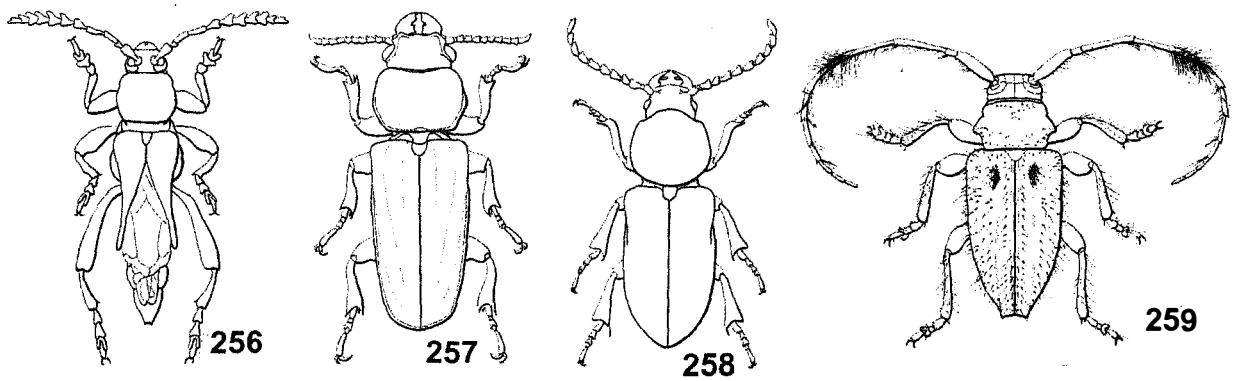
Todos são fitófagos. Os adultos alimentam-se externamente e as larvas externa e internamente de uma grande variedade de tecidos de plantas, incluindo raízes, folhagem, caules herbáceos, folhas, flores, pólen, frutos e sementes. A maioria dos adultos alimenta-se de folhas, embora alguns de pólen e anteras; o hábito alimentar das larvas é mais diverso, podendo alimentar-se sobre ou dentro das folhas, como minadores, dentro do caule ou raízes, ou externamente sobre raízes no solo. Algumas espécies são mirmecófilas, enquanto outras se alimentam no interior de certos frutos. Adultos e larvas podem ter hábitos alimentares diferentes: algumas larvas alimentam-se de raízes de gramíneas (Monocotyledoneae), enquanto que seus adultos, de folhas de dicotiledôneas. Muitas espécies são pragas de plantas cultivadas, causando dano direto pela redução da área foliar, danificando as raízes, minando o caule e causando atrofia por afetar o transporte de nutrientes ou injúrias indiretas pela transmissão de viroses. Entretanto várias espécies são utilizadas com sucesso, no controle biológico de ervas daninhas.

Chrysomelidae está dividida em 11 subfamílias, das quais somente duas não foram registradas no Brasil, Donaciinae e Spilopyrinae. Para as demais, ver a chave abaixo. Referências mais recentes, com chaves ou catálogos, por meio das quais pode-se buscar outras, incluem Crowson (1946), Hincks (1952), Moldenke (1981), Borowiec (1995), Reid (2000) e Staines (2002).

Chave para subfamílias (adaptada de Reid 2000)

1. Macho: tégmen (parâmero) formando um anel completo, com capuz dorsal esclerosado. Cabeça geralmente constrita posteriormente, formando pescoço distinto. Metafêmur geralmente dilatado, denteado ventralmente. Metatíbia geralmente recurvada **2**

— Macho: tégmen sem capuz dorsal esclerosado ou, se assim (Timarchini), então cabeça não constrita posteriormente em pescoço distinto. Todos os fêmures proporcionais. Metatíbia geralmente reta **3**



Figuras 32.256-259. Hábitos. **256-257**, Cerambycidae; **256**, Cerambycinae: *Acyphoderes aurulentus* Kirby; **257**, Parandrinae: *Parandra* sp.; **258**, Vesperidae (Anoplodermatinae): *Migdolus fryanus* Westwood; **259**, Cerambycidae, Lamiinae: *Cosmotoma setifer* Serville.

2(1). Cabeça prognata, geralmente com sulcos, em forma de X ou H, entre as inserções antenais. Olhos inteiros. Raramente com carena pronotal lateral. Metaendosternito com placa lamelar na base dos ramos ..... **Sagrinae**

— Cabeça geralmente hipognata, sem sulcos em forma de X ou H. Olhos emarginados ou reniformes. Pronoto carenado lateralmente, pelo menos na base. Metaendosternito reduzido, em forma de Y. (Fig. 32.260) ..... **Bruchinae**

3(1). Cerdas tarsais bífidas. Lima estridulatória no tergito VII ou ausente. Ventritos III e IV conatos. Peças bucais defletidas ventralmente. Venação reduzida; veias da área anal não totalmente conectadas. Reto sem órgão da placa fecal **4**

— Cerdas tarsais simples. Lima estridulatória ausente no tergito ou presente no mesoscuto. Se esternitos III e IV fundidos (alguns Cryptocephalinae), então peças bucais não defletidas. Venação menos reduzida. Reto com órgão da placa fecal **5**

4(3). Tergito VII com lima estridulatória. Sulco em forma de X presente entre as inserções antenais. Esternitos III e IV não fundidos. Peças bucais não defletidas ventralmente. Mola mandibular presente ..... **Criocerinae**

— Tergito VII sem lima estridulatória. Sulco em forma de X ausente entre as antenas. Esternitos III e IV fundidos. Peças bucais defletidas ventralmente. Mola mandibular ausente (Figs. 32.261-262) ..... **Cassidinae**

5(3). Fêmea: reto com órgão da placa fecal. Geralmente com placas esclerosadas e esternito VIII sem apódema. Macho: ápice do pênis geralmente conspicuamente cerdoso **6**

— Fêmea: reto sem órgão da placa fecal; se presente, então apenas como área espinhosa mal definida ou, se assim, esternito VIII com apódema distinto. Pênis do macho glabro ou raramente com cerdas diminutas **7**

6(5). Cavidade procoxal fechada pela inserção dos lobos hipomerais na projeção prosternal. Ventritos VI e VII livres . ..... **Lamprosomatinae**

— Cavidade procoxal aberta ou fechada pela inserção dos lados do ápice da projeção prosternal no hipômero. Esternitos VI e VII fundidos ..... **Cryptocephalinae**

7(5). Face interna da mandíbula com prosteca membranosa bem desenvolvida, pelo menos 0,3 o comprimento da mandíbula, surgindo de fenda alongada na metade basal; cerdas adesivas espatuladas variáveis. Esternitos III e IV livres ou fundidos. Macho: ápice do esternito VII com lobo retangular ou invaginação, geralmente interno **8**

— Prosteca ausente ou muito pequena, nesse caso surgindo da base da extremidade mais interna como um ou dois lobos curtos; cerdas adesivas espatuladas simples. Esternitos III e IV livres. Macho: ápice do esternito VII raramente com lobo retangular ..... **Eumolpinae**

8(7). Distância entre os soquetes antenais menor que 2,5 vezes o diâmetro do soquetes. Fêmea: esternito VIII com apódema. A maioria com mola (mecanismo elástico) metafemoral interna (órgão de salto) ou projeção mesosternal com ápice agudo. (Fig. 32.263) ..... **Galerucinae**

— Distância entre os soquetes antenais maior que 2,5 vezes. Esternito VIII geralmente sem apódema; se presente (Timarchini), então tégmen do macho com capuz dorsal. Sem mola metafemoral ou projeção mesosternal afilada ..... **Chrysomelinae**

Curculionoidea (= Rhynchophora)

São caracterizados pelo alongamento da parte anterior da cabeça, formando rostro que acompanha modificações das peças bucais, como fusão do labro, redução das mandíbulas, fusão da gálea e lacínia, formação de palpos curtos e rígidos etc. A posse de tarsos pseudotetrâmeros, às vezes perdido secundariamente, e a redução do edeago cucujiforme nos adultos, ausência de gula e redução ou perda da mola mandibular na larva são compartilhados com membros de Chrysomeloidea. Os curculionoides são separados dos crisomeloides pelas modificações nas peças bucais dos adultos e presença de trave hipofaringeal nas larvas. Os Curculionoidea geralmente apresentam corpo mais ou menos rígido, com cavidades pro e mesocoxais fechadas, procoxas globulares, com trocantinos escondidos e dois ou mais ventritos conatos em muitas formas. Além disso, as antenas geralmente são clavadas, com escapo longo muitas vezes encaixado em um sulco (escrobo) de cada lado do rostro. As larvas geralmente são ápodes; pernas muito curtas ou moderadamente desenvolvidas ocorrem em alguns Nemonychidae, muitos Anthribidae e Brentidae. O hábito fitófago é quase universal para a superfamília; Nemonychidae alimenta-se de pólen. Referências gerais para a superfamília são Thompson (1992), Kuschel (1995a), Morrone (1996), Marvaldi (2003) e Marvaldi & Lanteri (2005).

100. Nemonychidae (= Rhinomaceridae) (Fig. 32.266). É caracterizada principalmente pelas antenas retas e rostro alongado ou ausente, combinado com labro distinto. Comprimento entre 3,5 e 5,5 mm. Corpo moderadamente alongado, ligeiramente achatado, coberto com cerdas decumbentes e com cerdas eretas esparsas; coloração de castanha a negra. No Brasil, ocorre *Brarus mystes* Kuschel & May e *Rhynchitoplesius eximius* Voss (Rhinorhynchinae) além de duas espécies fósseis de *Cratomacer* Zherikhin. Larvas de *R. eximius* e *B. mystes* são encontradas em estróbilos masculinos de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze (Araucariaceae) (pinheiro-do-paraná) onde se alimentam de pólen. Quando o cone masculino libera o pólen, as larvas deixam o cone e permanecem no solo, onde empupam.

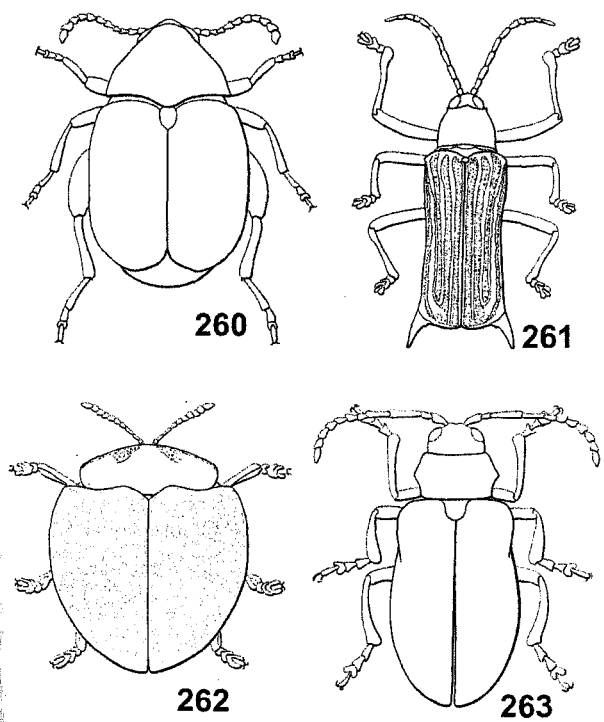
Está dividida em três subfamílias, Doydirhynchinae, Nemonychinae e Rhinorhynchinae, esta última com registro para o Brasil. Referências para o grupo são os trabalhos de Kuschel (1995a), Kuschel & May (1997) e Marvaldi & Lanteri (2005).

101. Anthribidae (= Platystomidae, Platostomatidae, Platyrhinidae; inclui Bruchelidae, Urodontidae) (Fig. 32.264). Nomes populares: besouro (ou caruncho)-do-café-armazenado, bseouro-do-nariz-largo, besouro-das-tulhas. Caracterizam-se pelo rostro largo, antenas não geniculadas, pigídio geralmente exposto, apenas o tarsômero III bilobado e tomentoso embaixo, pubescência do pronoto dirigida para frente e élitros geralmente com estria escutelar curta. Comprimento entre 0,5 e 40 mm. Forma variada, de moderadamente alongados o ovalados, de leve a fortemente convexos. Coloração geralmente negra ou castanha, geralmente cobertos por cerdas ou escamas decumbentes,

negras, marrons e/ou brancas, às vezes formando padrões. Os adultos geralmente são encontrados nas plantas que são alimentos das larvas. Nas espécies cujas larvas se alimentam do caule ou receptáculo de ervas daninhas, parece que os adultos se alimentam do pólen dessas plantas. Espécies com larvas fungívoras são encontradas alimentando-se na superfície do mesmo fungo; aquelas com larvas broqueadoras de madeira ocorrem sobre troncos mortos ou galhos caídos e, em alguns casos, pelo menos se alimentam sobre a casca. Ainda existem espécies que se alimentam de sementes. Espécies de *Brachytarsos* Schoenherr (Anthribinae) são predadores de Coccidae (Hemiptera, Auchenorrhyncha). A praga do café, *Araecerus fasciculatus* (DeGeer) (Choraginae), cosmopolita, alimenta-se de sementes e, às vezes, ataca produtos estocados.

Está dividida em três subfamílias, Anthribinae, Choraginae e Urodontinae— as duas primeiras com registros para o Brasil. Referências são Kuschel (1995a) e Marvaldi & Lanteri (2005).

102. Belidae. São reconhecidos principalmente pelas antenas retas e pernas moderadamente robustas, com fêmures alargados, principalmente nos machos. Comprimento entre 5 e 23 mm. Alongados, geralmente mais ou menos paralelos lateralmente. Coloração de pálida a castanho–escura ou negra, cobertos por cerdas decumbentes. Possuem hábito fitófago, aparentemente relacionado a Pterydophyta (Filicineae) e Gymnospermae (principalmente Coniferae). Os adultos voam ativamente durante o dia. As larvas são desconhecidas para o Brasil; em outras regiões, geralmente broqueiam madeira.



Figuras 32.260-263. Chrysomelidae. **260**, Bruchinae: *Pachymerus cerdae* Chevrolat; **261-262**, Cassidinae; **261**, *Sceloenopla* sp; **262**, *Botanochara impressa* (Panzer); **263**, Galerucinae: *Coelomera lanio* Salman.

Está dividida em três subfamílias, Aglycyderinae, Belinae e Oxycoryninae, as duas primeiras com registros para o Brasil. Boas referências são Vanin (1976), Kuschel (1995a-b, 2003), Alonso–Zarazaga & Lyal (1999), Kuschel & Leschen (2003) e Marvaldi & Lanteri (2005).

103. Attelabidae (inclui Apoderidae, Pterocolidae, Rhynchitidae). Possuem antenas retas inseridas dorso-lateralmente. Comprimento entre 1 e 24 mm. Besouros de oblongos a ligeiramente alongados, estreitados anteriormente; geralmente metálicos, mas algumas espécies são amarelas, marrons, avermelhadas com negro; subglabras ou cobertas com cerdas decumbentes e eretas. Está dividida em duas subfamílias, Rhynchitinae e Attelabinae, ambas de ocorrência no Brasil. Os Attelabinae incluem os gorgulhos enroladores de folhas, têm rostro curto e dilatado no ápice, mandíbulas robustas e denteadas apenas na margem interna, pernas anteriores alargadas e garras tarsais conatas. Os Rhynchitinae têm rostro estreito e alongado, mandíbulas achatadas e denteadas nas margens interna e externa, pernas subiguais e garras tarsais apendiculadas.

Muitas espécies são de importância econômica, prejudiciais a plantas herbáceas e produtoras de madeira, especialmente árvores frutíferas. Os adultos alimentam-se de folhas e ovipositam em brotos, veias das folhas (causando seu enrolamento), pecíolos, talo das flores e pedúnculos e polpa de frutos. As fêmeas ovipositam no parênquima ou veia foliar, e o enrolamento da folha é precedido ou acompanhado por uma incisão no pecíolo ou na base da veia principal, causando secamento da folha. As larvas são desconhecidas para o Brasil. Em outras regiões, alimentam-se da folha no interior do cartucho, onde se desenvolvem, constroem um casulo e empupam. As larvas de Rhynchitinae geralmente se desenvolvem em frutos, caules, flores e folhas.

Hybolabus amazonicus Voss e *H. columbinus* (Erichson) foram registrados causando danos em castanheiras na região Amazônica. Referências são os trabalhos de Kuschel (1995a), Hamilton (2005), Marvaldi & Lanteri (2005) e Legalov (2007).

104. Brentidae (= Brethidae; inclui Apionidae, Cyladidae, Eurhynchidae) (Fig. 32.265). Composta por formas basais de Curculionoidea, que não são facilmente reconhecidas por um ou poucos caracteres. Possuem antenas retas, não geniculadas. Comprimento entre 1 e 40 mm. Geralmente delgados, alongados com margens laterais paralelas ou mais largos e robustos, com élitros ovais, expandidos (em forma de pera); élitros às vezes tão largos quanto o pronoto, raramente mais largos; coloração geralmente castanha, amarela ou negra, às vezes vermelha ou bicoloridos; geralmente subglabros, às vezes com cerdas eretas ou escamiformes. Os Apioninae têm forma de pera e são reconhecidos pelo trocânter longo e cilíndrico, com o fêmur preso ao ápice; os Brentinae são alongados, com corpo paralelo lateralmente, geralmente com rostro reto, com dimorfismo sexual. As fêmeas usam o rostro delgado

e longo para perfurar a madeira para ovipositar. As larvas cavam galerias em madeira e provavelmente se alimentam de fungo que cresce nas paredes das galerias. Algumas espécies fazem posturas em galerias de coleobrocas. Tem pouca ou nenhuma importância econômica. Larvas e adultos geralmente são encontrados em madeira, sob a casca. Larvas de Apioninae minam pericarpo de frutos ou vagens de leguminosas.

No Brasil, ocorrem apenas duas subfamílias, Apioninae e Brentinae, havendo ainda na família Antliahininae, Cyladinae, Eurhynchinae e Nanophyinae. Referências são Kissinger (1968), Scivittaro (1975), Thompson (1992), Kuschel (1995a), Sforzi & Bartolozzi 2004) e Marvaldi & Lanteri (2005).

105. Curculionidae (inclui Calendridae, Cossonidae, Rhynchophoridae, Platypodidae, Scolytidae etc.) (Figs. 32.267-271). Os principais nomes populares são: aramandaia, besouro-(ou besourinho-)-da-orquídea, besouro-negro, besouro-ambrosia, besouro-australiano, besouro-da-tromba-de-elefante, bicho-do-arroz, bicho-carpinteiro, bicho-da-goiaba, bicho-da-jabuticaba, bicudo-do-algodão, bicudo-do-coqueiro, bicudo-da-soja, broca (ou caruncho- ou gorgulho-)-do-abacateiro, broca-do-abacaxi, broca-do-algodoeiro, broca-do-bambu, broca-da-bananeira, broca-do-café, broca-do-coqueiro, broca-do-fumo, broca-da-laranjeira, broca-da-mangueira, broca-da-mandioca, broca-do-milho (e outras brocas), caracho, elefantinho, furão-das-maçãs-do-algodoeiro, manhoso, maromba, rapacuia, rola, tamanduá-soja.

A forma na família é muito variável, mas são reconhecidos por rostro alongado, com peças bucais situadas no ápice, antenas geniculadas e clava antenal compacta. Alguns Entiminae, Cossoninae e Scolytinae têm o rostro reduzido. Comprimento entre 0,5 e 90 mm. Besouros geralmente compactos, bem esclerosados; geralmente de moderada a fortemente convexos e cobertos por cerdas ou escamas; alguns com brilho metálico ou formando padrões contrastantes, outros subglabros ou apenas com cerdas eretas ou suberetas. Coloração de modo geral tipicamente negra ou castanho–escura, alguns com cores vivas. A maioria dos adultos é estritamente fitófaga e as larvas geralmente têm uma estreita variedade de plantas hospedeiras. A maioria está associada com angiospermas, mas algumas podem estar associadas com gimnospermas, principalmente várias coníferas. Os hábitos alimentares de adultos e larvas variam muito, mas podem ser separados em dois grupos: um grupo onde adultos e larvas são polífagos (Entiminae) e outro no qual adultos e larvas têm plantas hospedeiras mais restritas (outras subfamílias). Entre as espécies polífagas, as larvas alimentam-se externamente de raízes, no solo, enquanto os adultos geralmente se alimentam de folhagens. Espécies com hospedeiros mais restritos geralmente se alimentam pouco como adultos; geralmente visitam flores, alimentam-se de folhagem ou estruturas reprodutivas e suas larvas alimentam-se internamente no caule, raízes, folhas ou estruturas reprodutivas de algumas plantas de um mesmo gênero ou mesma família. A maioria das fêmeas põe ovos no tecido da planta em fendas ou orifícios feitos com o rostro, embora alguns possam por os ovos no solo adjacente ao tronco do hospedeiro, enquanto outros põem grupos de ovos sobre as folhas. Geralmente empupam dentro da planta hospedeira ou no solo.

Os Curculionidae são provavelmente a família de Coleoptera de maior importância econômica. Grande número de espécies causa danos a plantas e culturas cultivadas pelo homem. Algumas espécies estão relacionadas com a transmissão de viroses. Muitas espécies são benéficas, sendo utilizadas no controle de ervas daninhas ou como polinizadores.

Está dividida em 19 subfamílias, 16 com registros para o Brasil (ver chave abaixo). As três ausentes no Brasil são Aterpinae, Dryophthorinae e Thecesterninae.

Referências mais recentes, com chaves ou catálogos, por meio das quais pode-se buscar outras, são Schedl (1972), Vanin & Reichardt (1976), O'Brien & Wibmer (1981), Vanin (1983, 1986, 1990), Wibmer & O'Brien (1986), Wood & Bright (1987, 1992a-b), Kuschel (1995a), Bright & Skidmore (1997, 2002), Morrone (1999/2000), Triplehorn & Johnson (2005) e Vanin & Gaiger (2005).

Chave para as subfamílias (adaptada de Marvaldi & Lanteri 2005)

1. Rostro vestigial. Cabeça em vista ventral com um esclerito pré-gular triangular, localizado entre a sutura gular mediana e a articulação labial. Prosterno igual ou mais curto que a largura da procoxa **2**

— Rostro presente, variável em comprimento (de curto e largo a muito longo e subcilíndrico). Cabeça em vista ventral sem esclerito pré-gular. Prosterno geralmente mais longo que a largura da procoxa **3**

2(1). Cabeça tão larga quanto o pronoto, visível em vista dorsal. Pronoto geralmente com constrição lateral perto do meio. Clava antenal sem suturas. Tarsômero basal tão longo a mais longo que tarsômeros II-V combinados. Broqueadores de madeira, alimentam-se do fungo ambrosia que forra seus túneis. (32.270) ..... **Platypodinae**

— Cabeça mais estreita que o pronoto, geralmente escondida pelo pronoto em vista dorsal. Pronoto sem constrição lateral. Clava antenal com suturas. Tarsômero basal mais curto que tarsômeros II-V combinados. A maioria vive em galerias sob a casca, formando o padrão de pena; outras broqueiam a madeira e vivem sobre o fungo ambrosia que cresce em suas galerias. (Fig. 32.271) ..... **Scolytinae**

3(1). Clava antenal tipicamente truncada-cônica, com área basal brilhante e glabra e área distal pilosa; funículo com 4 a 6 antenômeros (antenômero 7 fundido à clava, formando a parte basal brilhante); escrobo curto, escapo em repouso não se encaixa no escrobo; premento encoberto, não visível em vista ventral do rostro; ápice do tarsômero 5 com lobos dorsal e ventral estendendo-se entre as garras. Desenvolvem-se em madeira apodrecida ou em sementes e grãos estocados .... **Dryophthorinae**

— Clava antenal geralmente oval, pilosa e com suturas distintas; funículo geralmente com 7 antenômeros; escrobo geralmente alongado, escapo em repouso encaixa-se no escrobo; premento exposto, visível em vista ventral do rostro; lobos tarsais entre as garras ausentes **4**

4(3). Corpo densamente coberto com cerdas largas, formando revestimento impermeável, geralmente com camada semelhante a verniz. Espécimes aquáticos ou semiaquáticos ..... **Erirhininae**

— Corpo coberto com escamas ou cerdas de diferentes formas e densidades, ou escamas ausentes; se revestimento denso presente, então sem camada semelhante a verniz. Maioria terrestre **5**

5(4). Protíbia com longo pente de cerdas, disposto do terço à metade distal. Metatíbia sem o pente apical de cerdas. Tarsômero III tão largo quanto o tarsômero II ..... **Cossoninae**

— Protíbia com pente curto de cerdas na face externa, perto da articulação tarsal. Metatíbia com pente apical de cerdas. Tarsômero III geralmente mais largo que tarsômero II **6**

6(5). Mesepímero ascendente, geralmente visível em vista dorsal, entre a base do pronoto e o élitro [em alguns Conoderinae, o mesepímero é apenas ligeiramente ascendente, mas eles podem ser reconhecidos pelos olhos geralmente largos e subcontíguos em direção ao ápice da cabeça e pela tíbia com ápice unciforme] **7**

— Mesepímero não ascendente e não visível em vista dorsal **9**

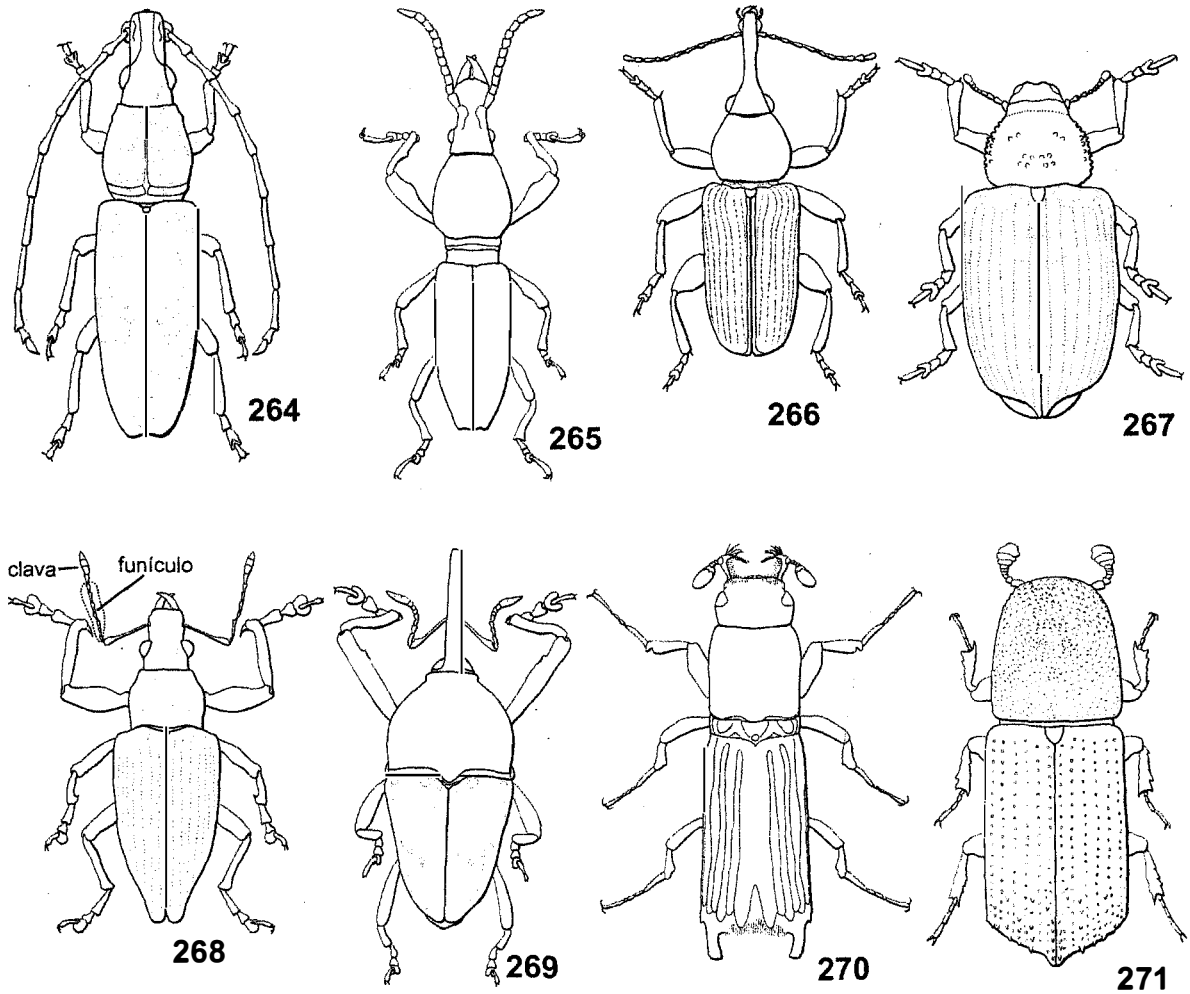
7(6). Olhos geralmente bem desenvolvidos e subcontíguos dorsalmente, separados por fronte estreita; se não subcontíguos, então com margem inferior acima do dorso da base rostral. Canal prosternal recebe o rostro presente. Metatíbia com unco bem desenvolvido. (Fig. 32.267) .... **Conoderinae** (=Zygopinae)

— Olhos de pequenos a moderados, separados dorsalmente por uma fronte larga, margem inferior abaixo da base rostral. Canal prosternal presente ou ausente. Metatíbia com ou sem unco bem desenvolvido **8**

8(7). Cobertura do corpo geralmente brilhante, com poucas ou nenhuma escama. Lobos pós-oculares geralmente ausentes. Metatíbias geralmente com unco bem desenvolvido. Pigídio coberto pelos élitros ou exposto. (Fig. 32.269). ... **Baridinae**

— Cobertura do corpo geralmente não brilhante, com escamas. Lobos pós-oculares geralmente presentes e cobrindo parcialmente os olhos. Metatíbia com unco rudimentar ou sem unco. Pigídio exposto, não coberto pelos élitros .... **Curculioninae** (parte)

9(6). Protórax mais longo que largo, estreitado na base e então alargado. Espécimes geralmente miméticos de formigas .... **Curculioninae** (parte)



Figuras 32.264-271. Hábitos, vd. **264**, Anthribidae: *Ptychoderes elongatus* Germar; **265**, Brentidae: *Estenorrhinus angulicollis* (Gyllenhal); **266**, Nemonychidae: *Rhynchitoplesius eximius* Voss; **267-271**, Curculionidae; **267**, *Cratosomus flavofasciatus* Guérin (Conoderinae); **268**, *Naupactus* sp. (Entiminae), **269**, *Linomadarus* sp. (Baridinae); **270**, *Tesserocerus insignis* Saunders (Platypodinae); **271**, *Pityophthorus* sp. (Scolytinae).

— Protórax geralmente mais largo que longo, variável na forma 10

10(9). Pro ou metafêmur com característica particular, marcadamente diferente das outras pernas. Antena geniculada ou curvada, mas não funcionalmente geniculada (com escapo muito curto, não excedendo ou excedendo apenas ligeiramente o comprimento do primeiro artículo do funículo) ..... **Curculioninae** (parte)

— Pro e metafêmur sem característica particular, semelhantes em todas as pernas. Antena geniculada (com escapo distintamente mais longo que o primeiro artículo do funículo (Fig. 32.268) 11

11(10). Tíbias desarmadas apicalmente ou mucronadas ou com unco presente na pro e mesotíbias, mas ausente ou muito rudimentar (menor que a garra tarsal) na metatíbia. Pente apical de cerdas orientado transversalmente ao eixo tibial. Rostro variável em comprimento 12

— Todas as tíbias com unco bem desenvolvido (um pré-mucro pode estar presente). Pente apical de cerdas geralmente orientado obliquamente ou subparalelo ao eixo tibial. Rostro geralmente alongado 17

12(11). Cabeça relativamente larga, não subesférica. Rostro geralmente robusto, largo e curto. Escapo geralmente ultrapassando a margem anterior dos olhos. Olhos de tamanho variado, geralmente voltados para o lado externo. Fronte mais larga que os olhos. Maxila coberta pelo premento bem desenvolvido (adelognato) ou maxila exposta no lado do premento (fanerognato). Esporões tibiais presentes ou ausentes 13

— Cabeça relativamente pequena, subesférica. Rostro geralmente alongado. Escapo geralmente não ultrapassando a margem anterior dos olhos. Olhos geralmente bem desenvolvidos, localizados na direção anterior. Fronte mais estreita que a largura dos olhos. Fanerognato. Espinhos tibiais ausentes 16

13(12). Mandíbula relativamente bem desenvolvida, com cicatriz apical (às vezes elevada) deixada pela projeção decídua. Superfície dorsal da mandíbula com cerdas e/ou escamas (geralmente de 3 a 5 escamas bem desenvolvidas); se cicatriz inconspícua, então superfície dorsal densamente escamosa ou cerdosa. Adelognato; se fanerognato, então mandíbula com cicatriz ou projeção decídua ou densamente escamosa ou cerdosa. (Fig. 32.268) ..... **Entiminae**

— Mandíbula relativamente pequena, sem cicatriz ou projeção decídua. Superfície dorsal geralmente glabra ou com poucas cerdas. Fanerognato 14

14(13). Escrobo antenal se estendendo em direção à região ventral do rostro. Cabeça geralmente marcadamente prolongada atrás dos olhos. Ollhos bem proeminentes ..... **Eugnominae**

— Escrobo antenal lateral, não se estendendo em direção à região ventral do rostro. Cabeça não marcadamente prolongada atrás dos olhos. Olhos variáveis 15

15(14). Corpo largo, pronoto, juntamente com élitros, romboidal em vista dorsal, não tuberculados. Lobo pós-ocular geralmente ausente. Metasterno geralmente quase tão longo quanto o ventrito I na linha média. Rostro robusto, geralmente curto, subquadrado em corte transversal ..... **Gonipterinae**

— Corpo diferente. Lobo pós-ocular geralmente presente. Metasterno geralmente mais curto que o ventrito I na linha média. Rostro variável em forma e comprimento ..... **Rhythirrininae**

16(12). Olhos transversais, ovais (diâmetro transversal maior que diâmetro ântero-posterior). Rostro robusto, densa e uniformemente cerdoso. Pubescência (principalmente ventritos e dorso torácico) com pelo menos algumas escamas truncadas e bífidas ou multífidas no ápice ..... **Hyperinae**

— Olhos arredondados ou longitudinalmente ovais. Rostro geralmente alongado, sem cerdas ou com cerdas esparsas, não distribuídas uniformemente. Pubescência com escamas variáveis em forma, não bífidas ..... **Curculioninae** (parte)

17(11). Canal esternal presente com um receptáculo semelhante a taça no seu ápice (geralmente no mesosterno); canal geralmente estendendo-se ao longo do prosterno e mesosterno, mas em algumas espécies atinge o metasterno e mesmo o ápice do ventrito V (fêmea de *Panolcus* Gerstaecker). ..... **Cryptorhynchinae**

— Canal esternal ausente; se presente, então sem receptáculo mesosternal semelhante a taça 18

18(17). Base dos élitros (nas interestrias 2-4) estendendo-se em direção anterior, cobrindo a base do pronoto. Pigídio exposto ..... **Mesoptiliinae (=Magdalidinae)**

— Base dos élitros não se estendendo em direção anterior; base do pronoto exposta. Pigídio coberto pelos élitros 19

19(18). Garras tarsais geralmente conatas na base. Metepímero exposto (com escamas e pontuação como do metepisterno). Palpo labial aparentando apenas um palpômero (palpômeros curtos e telescopados). Forma do corpo geralmente delgada e alongada ..... **Lixinae**

— Garras tarsais frequentemente separadas, livres. Metepímero coberto pelo élitro (revestimento, após dissecção, formado por escamas e pontuação mais finas que do metepisterno). Palpo labial trímero ..... **Molytinae**

Agradecimentos. À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo auxílio concedido (proc. 03/05306-9); Glaucia Marconato (MZUSP), pela arte final dos desenhos; Peterson Lásaro Lopes (MZUSP) pelas informações e literatura sobre Erotylidae; Dr. Ubirajara R. Martins e Antonio Santos-Silva (MZUSP) pelas informações sobre Cerambycidae; Prof. Dr. Sergio A. Vanin (IBUSP) pela leitura cuidadosa e críticas ao manuscrito; Profas. Dras. Lucia Massutti de Almeida e Cibele S. Ribeiro-Costa (DZUP) pelas sugestões e correções das chaves de identificação.

Referências bibliográficas

Abdullah, M. 1963. A key to the genera of Eurygeniini, with redescription of the genus *Bactrocerus* and description of a new genus (Coleoptera, Anthicidae, Pedilinae). **Annals and Magazine of Natural History** (1962) 13: 595–600.

Alonso–Zarazaga, M.A. & C.H.C. LYAL 1999. A world catalogue of families and genera of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) (excepting Scolytidae and Platypodidae). **Entomopraxis,** Barcelona 315 p.

Alvarenga, M. 1994. Catálogo dos Erotylidae (Coleoptera) Neotropicais. **Revista Brasileira de Zoologia** 11(1): 1–175.

Arce-Pérez, R. 2004. *Psephenopalpus browni*, new genus and species of Psepheninae (Coleoptera, Byrroidea, Psephenidae). **Proceedings of Entomological Society of Washington** 106(1): 90-96.

Arnett, R.H.1951. A preliminary key to the Neotropical genera of Oedemeridae. **Coleopterists Bulletin** 5: 57-59.

Arrow, G.J. 1942. The beetle family Rhysodidae with some new species and a key to those presently know. **Proceedings of the Royal Entomological Society of London** 11(B): 171–183.

Ashe, J.S. 1984. Generic revision of the subtribe Gyrophaenina (Coleoptera: Staphylinidae: Aleocharinae) with a review of the described subgenera and major features of evolution. **Quaestiones Entomologicae** 20: 129–349.

Atkins, M. D. 1963. The Cupedidae of the World. **Canadian Entomologist** 95: 140–162.

Audisio, P. 1993. Coleoptera, Nitidulidae-Kateretidae. **Fauna d'Italia** 32: 1-971.

Baehr, M. 1979. Vergleichende Untersuchungen am Skelett und an der Coxalmuskulatur des Prothorax der Coleoptera. Ein Beitrag zur Klärung der phylogenetischen Beziehungen der Adephaga (Coleoptera, Insecta). **Zoologica,** Stuttgart 44 (130): 1–76.

Balke, M. 2005. Dytiscidae Leach, 1915, p. 90-116, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/ Handbook of Zoology,** Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Benetti, C.J.; J.A. Regil-Cueto & G.L. Fiorentin 2003. Gêneros de Hydradephaga (Coleoptera: Dystiscidae, Gyrinidae, Haliplidae, Noteridae) citados para o Brasil, com chaves de identificação. **Biota-Neotropica** 3(1): 1-20. <http://www.biotaneotropica.org.br/v3n1/en/download?identification-Key+BN00803012003+item>.

Beutel, R.G. 1990. Phylogenetic analysis of the family Gyrinidae (Coleoptera) based on meso- and metathoracic characters. **Quaestiones-Entomologicae** 26(2): 163-191.

Beutel, R.G. 1997. Über Phylogenese und Evolution der Coleoptera (Insecta), insbesondere der Adephaga. **Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg** (NF) 31: 1–164.

Beutel, R.G. 1999. Phylogenetic analysis of Myxophaga (Coleoptera) with a redescription of *Lepicerus horni* (Lepiceridae). **Zoologischer Anzeiger** 237: 291–308.

Beutel, R.G. 2005a. Systematic position, basal branching pattern and early evolution, p. 1–9. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Beutel, R.G. 2005b. Family Rhysodidae Laporte, 1840 (= Rhysodini s. Bell), p. 146-152. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Beutel, R.G. & F. Haas 2000. Phylogenetic relationships of suborders of Coleoptera (Insecta). **Cladistics** 16: 103–141.

Beutel, R.G. & T. Hörnschemeyer. 2002. Larval morphology and phylogenetic position of *Micromalthus debilis* LeConte (Coleoptera: Micromalthidae). Systematic Entomology 27: 169–190.

Beutel, R.G. & J.F. Lawrence 2005. Coleoptera, morphology, p. 23–27. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Beutel, R.G. & R.A.B. Leschen 2005 (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/**Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda:

Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p. Beutel, R.G. & D.A. Pollock 2000. Larval head morphology of *Phycosecis litoralis* (Pascoe) (Coleoptera, Phycosecidae) with phylogenetic implications. **Invertebrate Taxonomy** 14: 825–835.

Beutel, R.G. & R.E. Roughley 1993. Phylogenetic analysis of Gyrinidae based on characters of the larval head (Coleoptera: Adephaga). **Entomologica-Scandinavica** 24(4): 459-468.

Beutel, R.G. & R.E. Roughley 2005. Gyrinidae Latreille, 1810, p. 55-64. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbucb der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Beutel, R.G. & S.A. Vanin 2005. Torridincolidae Steffan, 1964, p.46-48. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles, Vol. 1: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Beutel, R. G.; D. R. Maddison & F. Haas. 1999. Phylogenetic analysis of Myxophaga (Coleoptera) using larval characters. **Systematic Entomology** 24 (2): 171–192.

Bocák, L. & M. Bocáková 1989. Revision of the supergeneric classification of the family Lycidae (Coleoptera). **Polskie Pismo Entomologiczne** 59(4): 623-676.

Booth, R.G.; M.L. Cox & R.B. Madge 1990. IIe **Guides to Insects of Importance to Man. 3**. Coleoptera. International Institute of Entomology, C.A.B. International, The Natural History Museum, 384 p.

Borowiec, L. 1995. Tribal classification of the cassidoid Hispinae (Coleoptera: Chrysomelidae), p. 541-558, vol.1. *In*: J. Pakaluk & S.A. Ślipiński (eds.). **Biology, phylogeny and classification of Coleoptera: papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson.** Muzeum i Instytut Zoologii PAN. Warsaw, p. I-xii + 1-558.

Bouchard, P.; Y. Bousquet; A.E. Davies; M.A. Alonso-Zarazaga; J.F. Lawrence; C.H. C. Lyal; A.F. Newton; C.A.M. Reid; M. Schmitt; S.A. Slipinski & A.B.T. Smith 2011. Family-group names in Coleoptera (Insecta). **Zookeys 88**: 1-972.

Bowestead, S. & R.A.B. Leschen 2002. Corylophidae Le Conte, 1852, p. 390-394, v. 2. *In*: R.H. Arnett; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles, Polyphaga: Scarabaeoidea througb Curculionoidea.** CRC Press, 861 p.

Brancucci, M. 1980. Morphologie comparée, evolution et systematique des Cantharidae (Insecta: Coleoptera). **Entomologica Basiliensa** 5: 215-388.

Bright, D.E. & R.E.A. Skidmore 1997. **A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera).** Supplement 1 (1990-1994), p. i-vii, 1-368.

Bright, D.E. & R.E.A. Skidmore 2002. **A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera).** Supplement 2 (1995-1999), p. i-x, 1-50.

Brown, H.P. 1981a. Key to the world genera of Larinae (Coleoptera, Dryopoidea, Elmidae), with descriptions of new genera from Hispaniola, Colombia, Australia, and New Guinea. **Pan-Pacific Entomologist** 57(1): 76-104.

Brown, H.P. 1981b. A distributional survey of the world genera of aquatic dryopoid beetles (Coleoptera: Dryopidae, Elmidae and Psephenidae sens. lat.). **Pan-Pacific Entomologist** 57(1): 133-148.

Brown, H.P. 1983. **A catalog of the Coleoptera of America north of Mexico. Family: Psephenidae.** United States Department of Agriculture Handbook No. 529-49, 8 p.

Buckhardt, D. & S.A. Ślipiński 1991. A review of the Passandridae of the world (Coleoptera: Cucujoidea). III. Genera *Anisocerus*, *Aulonosoma*, *Passandrella*, Passandrina, Scalidiopsis and Taphroscelidia. **Revue Suisse Zoologie** 98: 453-497.

Buckhardt, D. & S.A. Ślipiński 2003. Phylogeny and taxonomy of the world Passandridae (Coleoptera). **Memoir on Entomology International** 17: 753-883.

Canhedo, V.L. 2004. Revisão taxonômica do gênero *Anomiopus* Westwood, 1842 (Coleoptera, Scarabaeidae, Scarabaeinae, Dichotomiini). **Arquivos de Zoologia** 37 (2): 141–294.

Carlson, D.C. 1991. Scarabaeidae (Scarabaeoidea) (including Acanthoceridae, Ceratocanthidae, Cetoniidae, Diphyllostomatidae, Geotrupidae, Glaphyridae, Hybosoridae, Pleocomidae, Trogidae, etc.), p. 377–384, vol. 2. *In*: J.F. Lawrence (coord. Coleoptera) chap. 34, p. 144–658. *In*: F.W. Stehr (ed.). **Immature insects**, Kendall / Hunt, Dubuque, 974 p.

Carlson, D.C. 2002. Ochodaeidae Mulsant and Rey 1870, p. 28–31, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea**. CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Carvalho, E.L. 1963. Paussídeos americanos (Col. Carab. Pauss.) (8ª contribuição para o estudo monográfico dos Paussídeos). **Memórias e Estudos do Museu Zoológico da Universidade de Coimbra** 283: 1-22, 1 map, 37 figs.

Casari, S.A. 2008. Cladistic analysis of Hemirhipini with establishment of *Propalaus* gen. nov. (Coleoptera, Elateridae, Agrypninae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 48(16): 139-180.

Casari-Chen, S.A. 1994. Systematics and evolution of Hemirhipini from Old World and Australia. II. Phylogeny of the tribe including the American genera (Coleoptera, Elateridae, Pyrophorinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 38(1): 161-252.

Caterino, M.; V.L. Shul; P.M. Hammond & A. Vogler 2002. Basal relationships of Coleoptera inferred from 18S rDNA sequences. **Zoologica Scripta** 31(1): 1–49.

Caveney, S. 1986. The phylogenetic significance of ommatidium structure in the compound eyes of polyphagan beetles. **Canadian Journal of Zoology** 64: 787-819.

Champion, G.C. 1925. Studies in Phalacridae (II). Asiatic and tropical American forms (Coleoptera). **Annals and Magazine of Natural History** (Series 9) 16: 601-621.

Chandler, D.S. 1988. A cladistic analysis of the world genera Tychini (Coleoptera: Pselaphidae). **Transactions of the American Entomological Society** 114: 147-165.

Chandler, D.S. 2002. Anthicidae Latreille 1819, p. 549-558, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea**. CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Cline, A.R. & C.E. Carlton 2004. Review of *Lasiodactylus* Perty, with descriptions of three new species (Coleoptera: Nitidulidae: Nitidulinae). **Coleopterists Bulletin** 58(3): 355-368.

Cobos, A. 1963. Estudios sobre Throscidae I (Col. Sternoxia). **Eos, Revista Española de Entomología** 39: 135-176.

Coleoptera Home Page (s.d.). <http://www.coleoptera.org/>. Last modified 17 January 2009. Acesso: 18/fev/2009.

Cooper, K.W. 1991. Artematopodidae (Elateroidea) (=Eurypogonidae), p. 407-409, vol. 2. *In*: F.W. Stehr (ed.). **Immature Insects.** Kendall/Hunt Publishing Co., Iowa, 974 p.

Costa Lima, A. da 1952. **Insetos do Brasil.** 7.º tomo, capítulo XXIX: coleópteros, 1.ª parte. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agricultura, série didática nº 9, 372 p.

Costa Lima, A. da 1953. **Insetos do Brasil.** 8.º tomo, capítulo XXIX: coleópteros, 2.ª parte. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agricultura, série didática nº 10, 323 p.

Costa Lima, A. da 1955. **Insetos do Brasil.** 9.º tomo, capítulo XXIX: coleópteros, 3.ª parte. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agricultura, série didática nº 11, 289 p.

Costa Lima, A. da 1956. **Insetos do Brasil.** 10.º tomo, capítulo XXIX: coleópteros, 4.ª e última parte. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agricultura, série didática nº 12, 373 p.

Costa, C. 1975. Systematics and evolution of the tribes Pyrophorini and Heligmini, with description of Campyloxeninae, new subfamily (Coleoptera, Elateridae). **Arquivos de Zoologia** 26 (2): 49-190.

Costa, C. & S.A. Vanin 1977. Larvae of Neotropical Coleoptera I. Mycteridae, Lacconotinae. **Papéis Avulsos de Zoologia** 31(9): 163-168.

Costa, C. & S.A. Vanin 1985. Larvae of Neotropical Coleoptera XI: Callirhipidae, Artematopoidea. **Revista Brasileira de Zoologia** 2(6): 351-355.

Costa, C. & S. Ide 2006. Coleoptera, cap. 13, p. 107–145. *In*: C. Costa; S. Ide & C.E. Simonka (eds.). **Insetos Imaturos. Metamorfose e Identificação**. Ribeirão Preto, Holos, Editora, 249 p.

Costa, C.; S.A. Casari-Chen & S.A. Vanin 1985. Larvae of Neotropical Coleoptera, XII. Artematopoidea, Artematopiodae. **Revista Brasileira de Entomologia** 29(2): 309-314.

Costa, C.; S.A. Vanin & S.A. Casari-Chen 1988. **Larvas de Coleoptera do Brasil.** São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, v + 282 p., 165 est.

Costa, C.; S. Ide & E.P. Teixeira 1995. Larvae of Neotropical Coleoptera. XX. *Glyptolopus quadricostatus* Heinze (Cerylonidae, Ceryloninae). **Revista Brasileira de** Entomologia 39(4): 771-777.

Costa, C.; S.A. Vanin & S. Ide 1999. Systematics and bionomics of Cneoglossidae with a cladistic analysis of Byrroidea *sensu* Lawrence & Newton (1995) (Coleoptera, Elateriformia). **Arquivos de Zoologia** 35(3): 231–300.

Costa, C.; S.A. Vanin, J.F. Lawrence & S. Ide 2003. Systematics and cladistic analysis of Cerophytidae (Elateroidea: Coleoptera). **Systematic Entomology** 28(3): 375-407.

Crowson, R.A. 1946. A revision of the genera of the chrysomelid group Sagrinae (Coleoptera). **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 97(4): 75-115.

Crowson, R.A. 1955. **The natural classification of the families of Coleoptera**. London, Nathaniel Lloyd, 187 p.

Crowson, R.A.1960. The phylogeny of Coleoptera. **Annual Review of Entomology** 5: 111-134.

Crowson, R.A. 1964. A review of the classification of Cleroidea (Coleoptera), with descriptions of two new genera of Peltidae and several new larval types. **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 116: 275-327, plate I.

Crowson, R.A. 1972. A review of the classification of Cantharoidea (Coleoptera) with the definition of two new families, Cneoglossidae and Omethidae. **Revista de la Universidad de Madrid** 21 (82): 35-77.

Dajoz, R. 1967. Contribution a l'étude des Coléoptères Latridiidae du Chili. **Biologie de l'Amerique Australe** 3: 587-609.

Dajoz, R.1974. Révision des *Adistemia* et *Aridius* (Col. Latridiidae) d'Amérique du Sud. **Annales de la Societé Entomologique de**

France (N.S.) 10(3): 675-678.

Dellacasa, M. 1987. Contribution to a world-wide catalogue of Aegialiidae, Aphodiidae, Aulonocnemidae, Termitotrogidae (Coleoptera Scarabaeoidea). **Memorie della Società Entomológica Italiana** 66: 1–455.

Dellacasa, M. 1988. Contribution to a world-wide catalogue of Aegialiidae, Aphodiidae, Aulonocnemidae, Termitotrogidae (Coleoptera Scarabaeoidea) Part II. **Memorie della Società Entomológica Italiana** 67: 1–229.

Dettner, K. 2005. Noteridae Thomson, 1857, p.72-81, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/ Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

D'Hotman, D. & C.H. Scholtz 1990. The comparative morphology of the male genitalia of derived groups of Scarabaeoidea (Coleoptera). Elytron 4: 3-39.

Dias, M.M. 1984. Revisão da subfamília Anoplodermatinae. Parte I. Tribo Anoplodermatini. Gênero *Migdolus* Westwood, 1863 (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 28(4): 507-535.

Dias, M.M. 1986. Revisão da subfamília Anoplodermatinae. Parte II. Tribo Anoplodermatini. Gêneros: *Acanthomigdolus* Bruch, 1941, *Paramigdolus* gen.n., *Anoploderma* Guérin-Méneville, 1840, *Sypilus* Guérin-Méneville, 1840 (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 30(1): 115-139.

Dias, M.M. 1988. Revisão da subfamília Anoplodermatinae. Parte IV. Tribo Mysteriini. Gêneros: *Mysteria* Thomson, 1860, *Pathocerus* Waterhouse, 1901, *Pseudopathocerus*, gen. n. (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 32(2): 139-160.

Döyen, J.T. & J.F. Lawrence 1979. Relationships and higher classification of some Tenebrionidae and Zopheridae (Coleoptera). **Systematic Entomology** 4(4): 333-377.

Duverger, C. 2003. Phylogenie des Coccinellidae. **Bulletin de la Societé Linneenne de Bordeaux** 31(2): 57-76.

Eickwort, G.C. 1981. Presocial insects, p.199-280, vol 2. *In*: H.R. Hermann (ed.). **Social Insects**. New York: Academic Press, 491 p.

Endrödi, S. 1985. **The Dynastinae of the world.** Dr. W. Junk Publishers, Dordrecht, 800 p., XLVI pls.

Ermisch, K. 1969. Sieben neue Gattungen aus der Tribus Mordellistenini der Familie Mordellidae (Coleoptera Mordellidae). **Deutsche Entomologische Zeitschrift** (Neue Folge) 16(4/5): 299-317.

Erwin, T.L. 1982. Tropical forests: their richness in Coleoptera and other arthropod species. **Coleopterists Bulletin** 36(1): 74-75.

Farrell, B. 1998. "Inordinate fodness" explained: why there are so many beetles? **Science** 281: 555–559.

Fernandez, M.F.S.; C.R.V. Fonseca & P.J. Spangler 2001. Estudo taxonômico dos Psephenidae (Coleoptera: Byrrhoidea) da Amazônia Brasileira. **Acta Amazonica** 31(3): 469-500.

Fonseca, C.R.V. & M.F. Vieira 2001. Descrição De Três Novas Espécies Do Gênero *Melittomma* (Coleoptera: Lymexylidae) Da Região Neotropical E Considerações Sobre *Melittomma Brasiliense* (Castelnau, 1832). **Acta Amazonica** 31(1): 91-107.

Flores, G. & C.A. Triplehorn 2002. *Entomobalia*, new genus, the first member of Nycteliini (Coleoptera, Tenebrionidae) from Brazil. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 104(3): 602-613.

Fonseca, C.R.V. & P. Reyes–Castillo 2004. Synopsis on Passalidae family (Coleoptera: Scarabaeoidea) of Brazil with description of a new species of *Veturius* Kaup, 1871. **Zootaxa** 789: 1–26.

Forsyth, D.J. 1968. The structure of the defence glands in the Dytiscidae, Noteridae, Haliplidae and Gyrinidae (Coleoptera). **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 120: 159–182.

Freude, H. 1967. Revision der Epitragini (Coleoptera: Tenebrionidae). **Entomologische Arbeiten aus dem Museum Georg Frey** 18: 137-307.

Freude, H. 1968. Revision der Epitragini (Coleoptera: Tenebrionidae). **Entomologische Arbeiten aus dem Museum Georg Frey** 19: 32-143.

Galileo, M.H.M. & U.R. Martins 1995. Revisão da tribo Eupromerini, trib. n. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae) da região Neotropical. **Revista Brasileira de Entomologia** 39(1): 131-150.

Gillogly, L.R. 1965. A key to genera of the subfamily Nitidulinae (Nitidulidae, Coleoptera) and description of a new genus and a new species. **Occasional Papers** 8: 1-24.

Gnaspini, P. 1996. Phylogenetic analysis of the Tribe Ptomaphagini, with desciption of new neotropical genera and species (Coleoptera, Leiodidae, Cholevinae, Ptomaphagini). **Papéis Avulsos de Zoologia** 39: 509–556.

Golbach, R. 1994. Elateridae (Col.) de la Argentina. Historia, catálogo actualizado hasta 1991 inclusive y clave de subfamilias y de géneros de centro y sudamerica. **Opera Lilloana** 41: 1–48.

Gordon, R.D. 1977. Classification and phylogeny of the world Sticholotidinae (Coccinellidae). **Coleopterists Bulletin** 31(3): 185-228.

Gordon, R.D. 1985. The Coccinellidae (Coleoptera) of America North of Mexico. **Journal of the New York Entomological Society** 93(1): 1-912.

Gordon, R.D. 1994. South American Coccinellidae (Coleoptera). Part 3: definition of Exoplectrinae Crotch, Azynae Mulsant and Coccidulinae Crotch; a taxonomic revision of Coccidulini. **Revista Brasileira de Entomologia** 38(3-4): 681-775.

Gordon, R.D. & N. Vandenberg 1987. Eremochilini, a new tribe of Neotropical Epilachninae (Coleoptera: Coccinellidae). **Journal of the New York Entomological Society** 95(1): 5-9.

Guérin, J. 1953. **Coleópteros do Brasil**. São Paulo: Faculdade de Filosofia Ciências e Letras da Universidade de São Paulo, 356 p.

Halstead, D.G.H. 1973. A revision of the genus *Silvanus* Latreille (*s.l.*) (Coleoptera: Silvanidae). **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology** 29(2): 37-112.

Halstead, D.G.H. 1980. A revison of the genus *Oryzaephylus* Ganglbauer, including descriptions of related genera (Coleptera: Silvanidae). **Zoological Journal of the Linnean Society of London** 69: 271-374.

Halstead, D.G.H. 1993. Keys for the identification of beetles associated with stored products-II. Laemophloeidae, Passandridae e Silvanidae. **Journal of Stored Products Research** 29: 99-197.

Hamilton, R.W. 2005. *Omolabus* Jekel in North and Central America (Coleoptera, Attelabidae). **Zootaxa** 986: 1-58.

Hansen, M. 1991. The hydrophiloid beetles: phylogeny, classification and a revision of the genera (Coleoptera, Hidrophiloidea). **Biologiske Skrifer, Kongelige Danske Videnskabernes Selskab** 40: 1-367.

Hansen, M. 1997. Phylogeny and classification of the staphyliniform beetles families (Coleoptera). **Biologiske Skrfter, Det Kongelige Danske Videnskabernes Selskab** 48: 1–339.

Hayek, C.M.F. von 1973. A reclassification of the subfamily Agrypninae (Coleoptera: Elateridae). **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology** Supplement 20: 1-309.

Herman, L.H., Jr 1970. Phylogeny and classification of the genera of the rove-beetle subfamily Oxytelinae of the world (Coleoptera, Staphylinidae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 142: 343-454.

Herman, L.H., Jr 1981. Revision of the subtribe Dolicaonina of the

New World, with discussions of phylogeny and the Old World genera (Staphylinidae, Paederinae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 167: 327-520.

Herman, L.H., Jr 2001a. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium I. Introduction, history, biogeographical sketches, and omaliine group. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(1): i-v, 1-649.

Herman, L.H., Jr 2001b. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium. II Tachyporine group. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(2): i-v, 651-1066.

Herman, L.H., Jr 2001c. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium III. Oxyteline group. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(3): i-v, 1-1806.

Herman, L.H., Jr 2001d. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium IV.Staphylynine group (part 1). Euaesthetinae, Leptotyphlinae, Megalopsidiinae, Oxyporinae, Pseudopsinae, Solieriinae, Stetinae. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(4): i-v,1 807-2439.

Herman, L.H., Jr 2001e. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium V.Staphylynine group (part 2). Staphylininae: Diochini, Maorothini, Othiini, Platyprosopini, Staphylinini (Amblyopinina, Anisolinina, Hyptiomina, Philonthina). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(5): i-v, 2441-3020.

Herman, L.H., Jr 2001f. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium. VI. Staphylynine group (part 3). Staphylininae: Staphylinini (Quediina, Staphylinina, Tanygnathinina, Xanthopygina), Xantholini. Staphylinidae incertae sedis. Fossil, Protactinae. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(6): i-v, 3021-3829.

Herman, L.H., Jr 2001g. Catalog of the Staphylinidae (Insecta: Coleoptera). 1758 to the end of the second millennium. VII. Bibliography and index. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 265(7): i-v, 3841-4218.

Hincks, W.D. 1952. The genera of the Cassidinae (Coleoptera: Chrysomelidae). **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 103(10): 327-355.

Hinton, H. E. 1941. The Ptinidae of economic importance. **Bulletin of Entomological Research** 31: 331-381.

Hlavac, P. & D.S. Chandler 2005. World catalog of the species of Tyrini with key to the genera (Coleoptera, Staphylinidae, Pselaphinae). **Folia Heyrovskyana** 13(3): 81-143.

Holyński, R. 1993. A reassessment of the internal classification of the Buprestidae Leach (Coleoptera). **Crystal, Series Zoologica** 1: 1-42.

Hörnschemeyer, T. 1998. Morphologie und Evolution des Flügelgelenks der Coleoptera und Neuropteridae. **Bonner Zoologische Monographien** 43: 1–127.

Hörnschemeyer, T. 2005. Archostemata Kolbe, 1908, p.30–42, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Howden, H.F. 1985a. A revision of the South American genus *Parathyreus* Howden and Martínez (Coleoptera: Scarabaeidae: Geotrupinae). **Coleopterists Bulletin** 39(2): 161–173.

Howden, H.F. 1985b. A revision of the South American species in the genus *Neoathyreus* Howden and Martínez (Coleoptera, Scarabaeidae, Geotrupinae). **Contributions of the American Entomological Institute** 21(4): 1–95.

Howden, H.F. & B.D. Gill 2000. Tribes of New World Ceratocanthinae, with keys to genera and descriptions of new species (Coleoptera: Scarabaeidae). **Sociobiology** 35(2b): 281–329.

Iablokoff–Khnzorian, S.M. 1980. Le segment genital male des Coléoptères et son importance phylogenique (Coleoptera). **Deutsche Entomologische Zeitschrift** (N.F.) 27: 251-295.

Ide, S.; C. Costa & S.A. Vanin 1990. Redescription of *Cryptogenius fryi* Arrow, 1909 with notes on sexual dimorphism and biological data (Coleoptera, Hybosoridae). **Revista Brasileira de Entomologia** 34(4): 757–765.

Ide, S. & A. Martínez 1994. Description of *Parabolbapium aequatoriensis*, new genus and new species from Ecuador (Coleoptera, Geotrupidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 38(2): 435–446.

Ivie, M.A. 2001. Chelonariidae Blanchard 1845, p. 139-143, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Ivie, M.A. 2002a. Nosodendridae Erichson, 1846, p. 224-226, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Ivie, M.A. 2002b. Bostrichidae Latreille, 1802, p. 233-244, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Ivie, M.A. & S. A. Ślipiński. 1990. Catalog of the genera of the world Colydiidae (Coleoptera). Annales Zoologici 43(supl.1): 1-32.

Jameson, M.L. 2002a. Glaresidae Semenov–Tian–Shanskii & Medvedev 1932, p. 15–16, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Jameson, M.L. 2002b. Trogidae MacLeay 1819, p. 17–19, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Jameson, M.L. 2002c. Geotrupidae Latreille 1802, p. 23–27, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Jameson, M.L. 2002d. Hybosoridae Erichson 1847 p. 32–33, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Jameson, M.L. 2002e. Ceratocanthidae Martínez 1968, p. 34–36, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Jiri, H.; K. Marcin & S.A. Casari 2006. Revision of the genera *Thaumaglossa* Redtenbacher, 1867 and *Pseudothaumaglossa* Pic, 1918 (Coleoptera: Dermestidae: Megatomini) from Neotropical region. **Polskie Pismo Entomologiczne** 75(3): 391-399.

Kissinger, D.G. 1968. **Curculionidae subfamily Apioninae of North and Central America with reviews of the world genera of Apioninae and world subgenera of *Apion* Herbst (Coleoptera).** Taxonomic Publications. South Lancaster, Massachusetts, i-vii, 559 p., 41 pl., 148 Fig. , 32 map.

Klausnitzer, B. 2005. On the biology of *Bothrideres bipunctatus* (Gmelin, 1790) (Coleoptera, Bothrideridae). **Entomologische Nachrichten und Berichte** 49(1): 71-72.

Koch, K. 1989. Scydmaenidae, p. 191-200. *In*: K. Koch (ed.). **Die Käfer Mitteleuropas. Ökologie.** Goecke & Evers, Krefeld. 382 p.

Kukalová–Peck, J. 1991. Fossil history and the evolution of hexapod structures, p. 141–179. *In*: CSIRO Division of Entomology (ed.). **The insects of Australia. A textbook for students and research workers**. Melborune University Press, Carlton, v. 1, xvi + 542 p.

Kukalová–Peck, J. & J.F. Lawrence 1993. Evolution of the hind wing in Coleoptera. **Canadian Entomologist** 125: 181–258.

Kukalová–Peck, J. & J.F. Lawrence 2004. The hind wing of Coleoptera: subordinal differentiation and relationships to an between the endoneopteran taxa. **European Journal of Entomology** 101: 95–144.

Kuschel, G. 1995a. A phylogenetic classification of Curculionoidea to families and subfamilies. **Memoirs of the Entomological Society of Washington** 14: 5-33.

Kuschel, G. 1995b. *Oxycorynus missiones* spec. nov. from NE Argentina, with key to the South American species of Oxycorynae (Coleoptera, Belidae). **Acta Zoologica Lilloana** 43(1): 45-48.

Kuschel, G. 2003. Nemonychidae, Belidae, Brentidae (Insecta: Coleoptera: Curculionoidea). **Fauna of New Zealand** 45: 1-97.

Kuschel, G. & B.M. May 1997. A new genus and species of Nemonychidae (Coleoptera) associated with *Araucaria angustifolia* in Brazil. **New Zealand Entomologist** 20: 15-22.

Kuschel, G. & R.A.B. Leschen 2003. Phylogenetic relationships of the genera of Belinae. **Fauna of New Zealand** 45: 48–55.

Labandeira, C.C. 1994. A compendium of fossil insect families. Milwaukee Public Museum. **Contributions in Biology & Geology** 88: 1–71.

Lawrence, J.F. 1987. A genus of Ciidae (Coleoptera: Tenebrionoidea) from neotropical region. **Revista Brasileira de Entomologia** 31(1): 41-47.

Lawrence, J.F. & E.B. Britton 1994. **Australia beetles**. Carlton, Melbourne Univeristy Press, x + 192 p., 16 pls.

Lawrence, J.F.; A.M. Hastings; M.J. Dallwitz; T.A. Paine & E.J. Zucher 1999. **Beetles of the world: a key and information system for families and subfamilies.** Version 1.0 for MS–Windows. CSIRO Publishing, Melbourne, CD–Rom & user manual.

Lawrence, J.F. & A.F. Newton Jr 1982. Evolution and classification of beetles. Annual Review of Systematic and Ecology 13: 261–290.

Lawrence, J.F. & A.F. Newton Jr 1995. Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family-group names), p. 779-1092. vol.2. *In*: J. Pakaluk & S.A. Ślipiński (eds.). **Biology, phylogeny and classification of Coleoptera: papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson.** Muzeum i Instytut Zoologii PAN. Warsaw, p. vi+559-1092 p.

Lawrence, J.F.; A. Slipinski; A.E. Seago; M.K. Thayer; A.F. Newton & A.E. Marvaldi 2011. Phylogeny of the Coleoptera based on morphological characters of adults and larvae. **Annales Zoologici** 61(1): 1-217.

Legalov, A.A. 2007. **Leaf-rolling weevils (Coleoptera, Rhynchitidae, Attelabidae) of the world fauna.** Agro-Siberia, Novosibirk, 523 p.

Leschen, R.A.B. 1996. Phylogeny and revision of the genera of the Cryptophagidae (Coleoptera: Cucujoidea). **University of Kansas Science Bulletin** 55: 549-634.

Leschen, R.A.B. 1999. Systematics of Nitidulinae (Coleoptera: Nitidulidae): phylogenetic relationships, convexity and the origin of phallalophagy. **Invertebrate Taxonomy** 13(5): 845-882.

Leschen, R.A.B. 2003. Erotylidae (Insecta: Coleoptera: Cucujoidea): phylogeny and review. **Fauna of New Zealand** 47: 1-105.

Leschen, R.A.B.; R.G. Beutel & J.F. Lawrence 2010. Coleoptera, Beetles, Vol. 2: Morphology and Systematics (Elateroidea, Bostrichiformia, Cucujiformia partim). *In:* N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbook of Zoology**. Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, 786 p.

Lloyd, J.E. 1971. Bioluminescent communication in insects. Annual Review of Entomology 16: 97-122.

Lloyd, J.E. 1979. Sexual selection in luminescent beetles. Pp. 293-342. *In:* M. S. Blum and N. A. Blum, eds. Sexual selection and reproductive competition in Insects. Academic Press, New York, NY, i-xi, 463 p.

Lopes, P.L. 2006. Taxonomic revision of *Mycolybas* Crotch, 1876 (Coleoptera, Erotylidae). **Zootaxa** 1373: 1-35.

Lopes-Andrade, C. 2005. Phellinocis, a new genus of Neotropical Ciidae (Coleoptera: Tenebrionoidea). **Zootaxa** 1034: 46-60.

Lopes-Andrade, C. 2007. Notes on *Falsocis* Pic (Coleoptera: Tenebrionoidea: Ciidae) with the description of an endangered Brazilian species. Zootaxa 1544: 41-58.

Lopes-Andrade, C. 2008. An essay on the tribe Xylographellini (Coleoptera: Tenebrionoidea: Ciidae). **Zootaxa** 1832: 1-110.

Lyubarsky, G. Yu. 1998. Phylogenetics of the beetles of the family Cryptophagidae: a gradistic analysis. **Zoologicheskie Issledovania** 1: 1-92.

Maddison, D.R. 2000. Coleoptera. Beetles. Version 11 September 2000. <http://tolweb.org/Coleoptera/8221/2000.09.11>, *in* The Tree of Life Web Project, <http://tolweb.org/>. Acesso 04/fev/2009.

Majer, K. 1999. Generic synopsis of Neotropical Danaceinae and revision of the genus *Hylodanaceae* Pic, 1926 (Coleoptera: Dasytidae). **Boletin del Museo Nacional de Historia Natural** 48: 77-137.

Majer, K. 2002. Subfamilial classification of the family Malachidae (Coleoptera, Cleroidea). **Entomologica Basiliensia** 24: 179-244.

Manzo, V. 2005. Key to the South America genera of Elmidae (Insecta: Coleoptera) with distributional data. **Studies on Neotropical Fauna and Enviroment** 40(3): 201-208.

Marshall, M. Y. 1954. A key of the world genera of Malachiidae. **Coleopterists Bulletin** 8: 69-82.

Martins, U.R. [org.] 1997. **Cerambycidae Sul-Americanos (Coleoptera). Taxonomia. Subfamília Cerambycinae: Oemini Lacordaire, 1869, Methiini Thomson, 1860, Dodecosini Aurivillius, 1912, Paraholopterini trib. nov.** Vol. 1. Sociedade Brasileira de Entomologia, São Paulo, SP, 217 p.

Martins, U.R. [org.] 2007. **Cerambycidae Sul-Americanos. Taxonomia. Subfamília Cerambycinae: Ibidionini Thomson, 1860: Tropidina subtr. nov., Ibidionina Thomson, 1860.** Vol. 9. Sociedade Brasileira de Entomologia, São Paulo, SP, 350 p.

Martins, U.R. & F.S. Pereira 1965. Revisão dos Languriinae Neotropicais (Coleoptera, Languriidae). **Arquivos de Zoologia** 13: 139–300.

Martins, U.R. & M.H.M. Galileo 1999a. Transferência de *Stenygra* Audinet-Serville, 1834 para Ibidionini e descrição de *Isostenygra* gen. nov. (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 43(3-4): 315-317.

Martins, U.R. & M.H.M. Galileo 1998b. Revisão da tribo Aerenicini Lacordaire, 1972 (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). **Arquivos de Zoologia** 35(1): 1-133.

Martins, U.R. & M.H.M. Galileo 2008. Notas e novos táxons de Acanthoderini (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). III. Gêneros semelhantes a *Anoreina*. **Papéis Avulsos de Zoologia** 48(10): 69-73.

Marvaldi, A.E. 2003. Key to larvae of the South American subfamilies of weevils (Coleoptera, Curculionoidea). **Revista Chilena de Historia Natural** 76(4): 603-612.

Marvaldi, A.E. & A.A. Lanteri 2005. Key to higher taxa of South American weevil base on adult characters (Coleoptera, Curculionoidea). **Revista Chilena de Historia Natural** 78(1): 65-87.

Matsuda, R. 1976. **Morphology and evolution of the insect**

abdomen. Pergamon Press, Oxford, 532 p.

Mazur, S. 1984. A world catalogue of Histeridae. **Polskie Pismo Entomologiczne** 54(3–4): 1–379.

Mazur, S. 1997. A world catalogue of Histeridae. **Genus** (suppl.): 1–373.

Mcdermott, F.A. 1964. The Taxonomy of the Lampyridae. **Transactions of the American Entomological Society** 90: 1–72.

Mcdermott, F.A. 1966. Lampyridae. **Coleopterorum Catalogus Supplementa** 9, 1-149.

Mchugh, J.V. 1993. A revision of the *Eurysphindus* LeConte and a review of sphindid classification and phylogeny. **Systematics Entomology** 18(1): 57- 92.

Mizunuma, T. & S. Nagai 1994. **The lucanid beetles of the world**. Mushi–Sha (Iconographic Series of Insecta 1), Nakano, 337 p., 156 pls.

Moldenke, A.R. 1981. A generic reclassification of the New World Clytrinae (Coleoptera, Chrysomelidae) with a description of new species. **Entomologische Arbeiten aus dem Museum Georg Frey** 29-30: 75-116.

Monné, M.A. 1974/1975. Revisão do gênero *Toronaeus* Bates, 1864 (Cerambycidae, Lamiinae, Acanthocinini). **Revista Brasileira de Biologia** 34(4): 589-597.

Monné, M.A. 1993. **Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Part I. Subfamily Cerambycinae: Tribes Erlandiini, Smodicini, Oemini, Methiini, Xystrocerini, Dodecosini, Opsimini, Achrysonini and Pleiarthocerini**. São Paulo, Sociedade Brasileira de Entomologia, II + 76 p.

Monné, M.A. 1995. **Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Part XXII. Subfamily Prioninae**. São Paulo, Sociedade Brasileira de Entomologia, 115 p.

Monné, M.A. 2001. Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant - part I: subfamily Cerambycinae, tribes Achrysonini to Elaphidiini. **Publicações Avulsas do Museu Nacional** 88: 3-108.

Monné, M.A. 2004. Catalogue of the Neotropical Cerambycidae (Coleoptera) with known host plant - part VI: host plant index. **Publicaçoes Avulsas do Museu Nacional** 100: 3-9.

Monné, M.A. 2005a. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical region. Part I. Subfamily Cerambycinae. **Zootaxa** 946: 3-765.

Monné, M.A. 2005b. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical region. Part II. Subfamily Lamiinae. **Zootaxa1023**: 3-759.

Monné, M.A. 2006. Catalogue of the Cerambycidae (Coleoptera) of the Neotropical region. Part III. Subfamilies Parandrinae, Prioninae, Anoplodermatinae, Aseminae, Spondylidinae, Lepturinae, Oxypeltinae, and addenda to the Cerambycinae and Lamiinae. **Zootaxa** 1212: 3-244.

Monné, M.A. & U.R. Martins 1992. Eburiini (Coleoptera, Cerambycidae): chave para os gêneros, chave para as espécies de *Cupanoscelis* Gounelle, 1909, nova sinonímias e descrição de novos táxons. Revista Brasileira de Entomologia 36(2): 263-275.

Monné, M.A. & E.F. Giesbert 1995. **Checklist of Cerambycidae and Disteniidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere**. Burbank, Wolfsgarden Books, i–xiv, + 420 p.

Monné, M.L. & D.S. Napp 2000. Two new South American genera of Ancylocerina Thomson (Coleoptera, Cerambycidae, Trachyderini). Coleopterists Bulletin 54(3): 351-358.

Monné, M.A. & F.T. Hovore 2002. Checklist of the Cerambycidae and Disteniidae (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Part One. Parandrinae through Lepturinae. Electronic Version, 2002.1, 117 p.

Monné, M.A. & M.L. Monné 2008a. *Atrocolus mariahelenae*, novo gênero e espécie de Anacolini (Coleoptera, Cerambycidae). **Iheringia, série Zoologia** 98(2): 215-217.

Monné, M.A. & M.L. Monné 2008b. Synopsis of the Neotropical genus *Lepturgantes* Gilmour (Coleoptera: Cerambycidae). **Zootaxa** 1876: 60-68.

Morrone, J.J. 1996. Clave ilustrada para la identificacion de las famílias sudamericanas de gorgojos (Coleoptera, Curculionoidea). **Revista Chilena de Entomologia** 23: 59-63.

Morrone, J.J. 1999/2000. The species of Entiminae (Coleoptera, Curculionidae) ranged in America south of United States. **Annales del Instituto de Biologia Universidad Nacional Autonoma de Mexico, serie Zoologia** 70(2): 99-168.

Mroczkowiski, M. 1968. Distribution of Dermestidae (Coleoptera) of the world with a catalogue of all known species. **Annales Zoologici** 26: 15-191.

Muona, J. 1993. Review of the phylogeny, classification and biology of the family Eucnemidae (Coleoptera). **Entomologica Scandinavica** (Supplement) 44: 1-133.

Muona, J. 1995. The phylogeny of Elateroidea (Coleoptera), or which tree is best today? **Cladistics** 11: 317–341.

Napp, D.S. 1994. Phylogenetic relationships among the subfamilies of Cerambycidae (Coleoptera, Chrysomeloidea). **Revista Brasileira de Entomologia** 38(2): 265-419.

Napp, D.S. & J.R.M. Mermudes 2001. New South American genus and species of Cleomenini (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 18 (supl.): 61-66.

Newton, A. F. Jr 1998. Phylogenetic problems, current classification and generic catalog of the world Leiodidae (including Cholevidae), p. 41-178. *In*: Phylogeny and evolution of subterranean and endogean Cholevidae (=Leiodidae Cholevinae). Proceedings of XXII. C. E. Firenze, 1996. Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino (Italy).

Newton, A.F. Jr & D.S. Chandler 2006/2007. World catalog of the species of Tyrini (Hlavac & Chandler, 2005): additions, corrections and a new name (Coleoptera, Staphylinidae, Pselaphinae). **Folia Heyrovskyana** 14(3): 113-116.

Nilsson, A.N. 2001. Dytiscidae (Coleoptera). **World Catalogue of Insects** 3: 1-395.

Nilsson, A.N. 2003. World catalogue of Dytiscidae (Coleoptera)- corrections and additions, I (Coleoptera: Dytiscidae). **Koleopterologische Rundschau** 73: 65-74.

Nilsson, A.N. 2004. World catalogue of Dytiscidae (Coleoptera)- corrections and additions, 2 (Coleoptera: Dytiscidae). **Koleopterologische Rundschau** 74: 157-174.

O'Brien, C.W. & G.J. Wibmer 1981. An annoted bibliography of keys to Latin America weevils, Curculionidae *sensu lato* (Coleoptera: Curculionoidea). **Southwestern Entomologist** (suppl.) 2: 1-58.

O'Keefe, S.T. 2002. Revision of the Neotropical genus *Leptochromus* Motschulsky (Coleoptera: Scydmaenidae). **Systematic Entomology** 27(2): 211-234.

Opitz, W. 1997. Classification, natural history and evolution of Epiphloeinae (Coleoptera, Cleridae). Part I. The genera of Epiphloeinae. **Insecta Mundi** 11(1): 51-96.

Opitz, W. 2004. Classification, natural history and evolution of the Epiphloeinae (Coleoptera, Cleridae). Part II. The genera *Chaetophloeus* Opitz and *Plocamocera* Spinola. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 280: 1-82.

Opitz, W. 2005. Classification, natural history and evolution of the genus *Aphelocerus* Kirsch (Coleoptera: Cleridae: Clerinae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 293: 6-128.

Opitz, W.2006. Classification, natural history and evolution of the Epiphloeinae (Coleoptera, Cleridae). Part III. The genera *Parvochaetus* n. gen., *Amboakis* n. gen. and *Ellipotoma* Spinola. **Insecta Mundi** 20(3-4): 97-163.

Pacheco, F.M. 1964. **Sistemática, filogenia y distribución de los Heterocéridos de América (Coleoptera: Heteroceridae)**. Monografias del Colégio de Post-Graduados, Escuela Nacional de Agricultura, Chapingo 1: 1-155.

Pakaluk, J. & S.A. Ślipiński 1990. Review of Eupsilobiinae

(Coleoptera: Endomychidae) with descriptions of new genera and species from South America. **Revue Suisse de Zoologie** 97(3): 705-728.

Pakaluk, J. & S.A. Ślipiński 1993. A new genus and two new species of Neotropical Rhizophagidae (Coleoptera) from *Trigona* (Hymenoptera: Apidae) nests, with a review of rhizophagid biology. **Coleopterists Bulletin** 47(4): 349-358.

Paulian, R. 1982. Révision des cératocanthides (Coleoptera Scarabaeoidea) d'Amerique du Sud. **Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle** (Série A Zool.) 124: 1–110.

Peacock, E.R. 1987. A review of Rhadalinae (=Aplocneminae) (Coleoptera: Melyridae). **Bulletin of the British Museum (Natural History), (Ent. Ser.)** 56: 129-170.

Peck, S.B. & R.S. Anderson 1985. Taxonomy, phylogeny and biogeography of the carrion beetles of Latin America (Coleoptera: Silphidae). **Quaestiones Entomologicae** 21: 247-317.

Peck, S.B. & J. Cook 2003. Neotropical species of *Dietta* (Coleoptera: Leiodidae: Leiodinae: Estadiini). **Canadian Entomologist** 135(6): 775-810.

Pederzani, F. 1995. Keys to the identification of the genera and subgenera of adult Dytiscidae (sensu lato) of the world. (Coleoptera Dytiscidae). **Atti della Accademia Roveretana degli Agiati Serie 7 B Classe di Scienze Matematiche Fisiche e Naturali** 4B: 5-83.

Pereira, P.R.V.S. & L.M. Almeida 2001. Chaves para a identificação dos principais Coleoptera (Insecta) associados com produtos armazenados. **Revista Brasileira de Zoologia** 18(1): 271-283.

Pinto, J.D. & M.A. Bologna 1999. The New World genera of Meloidae (Coleoptera): a key and synopsis. **Journal of Natural History** 33: 569-620.

Pollock, D.A. 1999. Review of the New World Hemipeplinae (Coleoptera: Mycteridae) with descriptions of new species. **Entomologica Scandinavica** 30: 47-73.

Pollock, D.A. 2006. *Brasilaccoderus*, a new genus of Eurypinae (Coleoptera: Mycteridae) form Brazil. **Zootaxa** 1368: 41-48.

Pollock, D.A.; S. Ide & C. Costa 2000. Review of the Neotropical genus *Physiomorphus* Pic (Coleoptera: Mycteridae: Lacconotinae), with description of the larva of three species. **Journal of Natural History** 34: 2209-2239.

Ponomarenko, A.G. 1969. The historical development of Archostematan beetles. Trudy Paleontologicheskogo Instituta Akademiya Nauk SSSR 125: 1–238 [em russo].

Ponomarenko, A.G. 1997. Suborder Adephaga. **Trudy Paleontologicheskogo Instituta Akademiya Nauk SSSR** 161: 1–104 [em russo].

Ratcliffe, B.C. 2002. Lucanidae, p. 6–9, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Ratcliffe, B.C.; M.L. Jameson & A.B. Smith 2002. Scarabaeidae Latreille 1802, p. 39–81, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Ray, E. 1939. A taxonomic study of neotropical beetles of the family Mordellidae, with descriptions of new species. **Proceedings of the United States National Museum Washington** 87(3075): 271-314.

Reichardt, H. 1973. A critical study of the suborder Myxophaga, with a taxonomic revision of Brazilian Torridincolidae and Hydroscaphidae (Coleoptera). **Arquivos de Zoologia** 24: 73-162, 8 pls.

Reichardt, H. 1974a. Relationships between Hydroscaphidae and Torridincolidae, based on larvae and pupae, with the description of the immature stages of *Scaphydra angra* (Coleptera, Myxophaga). **Revista Brasileira de Entomologia** 18: 117-122.

Reichardt, H. 1974b. New and little known Neotropical Coleoptera III. *Syncalypta striata* Pic, 1922, with discussion on *Syncalypta* Stephens, 1830 (Byrrhidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 27 (18): 227–234.

Reichardt, H. 1976. Monograph of the New World Nosodendridae and notes on the Old World forms (Coleoptera). **Papéis Avulsos de Zoologia** 29: 185-219.

Reichardt, H. 1977. A synopsis of the genera of Neotropical Carabidae (Insecta: Coleoptera). **Quaestiones Entomologicae** 13: 346-493.

Reichardt, H. & H.E. Hinton 1976. On the new beetles of the family Hydroscaphidae. **Papéis Avulsos de Zoologia** 30: 1-24.

Reichardt, H. & S.A. Vanin 1976. Two new Torridincolidae from Serra do Cipó, Minas Gerais, Brazil (Coleoptera, Myxophaga). **Studia Entomologica** 19: 211–218.

Reichardt, H. & S.A.Vanin 1977. The Torridincolidae genus *Ytu* (Coleoptera, Myxophaga). **Papéis Avulsos de Zoologia** 31: 119-140.

Reid, C.A.M. 1995. A cladistic analysis of subfamilial relationships in the Chrysomelidae sensu lato (Chrysomeloidea), p. 559-631, vol.1. *In*: J. Pakaluk & S.A. Ślipiński (eds.). **Biology, phylogeny and classification of Coleoptera: papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson.** Muzeum i Instytut Zoologii PAN. Warsaw, p. I-xii + 1-558.

Reid, C.A.M. 2000. Spilopyrinae Chapuis: a new subfamily in the Chrysomelidae and its systematic placement (Coleoptera). **Invertebrate Taxonomy** 14: 837-862.

Reyes–Castillo, P. 1970. Coleoptera, Passalidae: morfología y división en grandes grupos; géneros americanos. **Folia Entomologica Mexicana** 20–22: 1–217.

Ribera, I.; J.E. Hogan & A.P. Vogler 2002. Phylogeny of hydradephagan water beetles inferred from 18S rRNA sequences. **Molecular Phylogenetic and Evolution** 23(1): 43-62.

Santos-Silva, A. & U.R. Martins 2004. Notas e descrições em Disteniinae (Coleoptera, Cerambycidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 21(1): 145-152.

Santos-Silva, A. & U.R. Martins 2005. Novos táxons e notas taxonômicas em Prioninae (Coleoptera, Cerambycidae). **Iheringia, série Zoologia** 98(4): 393-403.

Schedl, K.E. 1972. **Monographie der Familie Platypodidae, Coleopt.** Verlag Dr. W. Jung, N. V. Den Haag, p. i-vi, 1-322.

Schneider, P. 1978. Die Flug und Faltungstypen der Käfer. **Zoologische Jahrbucher. Abteilung fur Anatomie und Ontogenie der Tiere**, Jena, 99: 174-210.

Scholtz, C.H. & V.V. Grebennikov 2005. Scarabaeoidea Latreille, 1802, p. 367–425, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Scholtz, C.H. 1990. Revision of the Trogidae of South America (Coleoptera: Scarabaeoidea). **Journal of Natural History** 24: 1391–1456.

Scholtz, C.H.; D.J. Browne & J. Kukalová–Peck 1994. Glaresidae, archaeopteryx of the Scarabaeoidea (Coleoptera). **Systematic Entomology** 19: 259–277.

Schuster, J.C. 2002. Passalidae Leach 1815, p. 12–14, vol. 2. *In*: R.H. Arnett Jr.; M.C. Thomas; P.E. Skelley & J.H. Frank (eds.). **American beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea.** CRC Press LLC, Boca Raton, 861 p.

Scivittaro, A. 1975. Revisão dos Taphroderinae Neotropicais (Coleoptera, Brenthidae). **Studia Entomologica** 18: 433-554.

Selander, R.B.1966. A classification of the genera and higher taxa of Meloid subfamily Eleticinae (Coleoptera). **Canadian**

Entomology 98: 449-481.

Selander, R.B. & T.M. Selander 1992/1993. A new species and new records of *Tetraonyx* from Argentina (Coleoptera, Meloidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** 65(4): 357-368.

Sen Gupta, T. 1988. Review of the genera of the family Rhizophagidae (Clavicornia: Coleoptera) of the world. **Memoirs of the Zoological Survey of India** 17(1): 1-58, plates I-XXIV.

Sen Gupta, T. & R.A. Crowson 1971. A review of classification of the family Languriidae (Coleoptera: Clavicornia) and the place of Languriidae in the natural system of Clavicornia. **Memoirs of the Zoological Survey of India** 15: 1-42.

Sen Gupta, T. & R.A. Crowson 1973. A review of the classification of Cerylonidae (Coleoptera, Clavicornia). **Transaction of the Royal Entomological Society of London** 124: 365-446.

Sen Gupta, T. & R.A. Crowson 1979. The coleopteran family Sphindidae. **Entomologist's Monthly Magazine** 113: 177-191.

Sforzi, A. & L. Bartolozzi 2004. Brentidae of the World (Coleoptera, Curculionidae). **Museo Regionale di Scienze Naturali Monografie** 39: 1-974.

Sikes, D.S.; R.B. Madge & A.F. Newton 2002. A catalog of the Nocrophorinae (Coleoptera Silphidae) of the world. **Zootaxa** 65: 1-304.

Ślipiński, S.A. 1983. Silvanidae. **Klucze do Oznaczania Owadow Polski** 19(57) (supl. 130) : 1-15.

Ślipiński, S.A. 1984. Notes on the Lapethini with a revision of the world *Lapethus* Casey (Coleoptera, Cerylonidae), including descriptions of related genera. **Polskie Pismo Entomologiczne** 54(1): 3-104.

Ślipiński, S.A. 1987. A review of the Passandridae of the world (Coleoptera, Cucujoidea). I. Genus *Passandra* Dalman. **Annali del Museo Civico do Storia Naturale "Giacomo Doria"** 86: 553-603.

Ślipiński, S.A. 1989. A review of the Passandridae (Coleoptera, Cucujoidea) of the world. II. Genus *Catogenus* Westwood. **Polskie Pismo Entomologiczne** 59: 85-129.

Ślipiński, S.A. 1990. A monograph of the world Cerylonidae (Coleoptera: Cucujoidea) Part I – Introduction and higher classification. **Annali del Museo Civico di Storia Naturale "Giacomo Doria"** 33: 1-273.

Ślipiński, S.A. 1992. Larinotinae – a new subfamily of Trogossitidae (Coleoptera) with notes on the constitution of Trogossitidae and related families of Cleroidea. **Revue Suisse de Zoologie** 99(2): 439-463.

Slipinski, S.A. & S. Mazur 1999. Epuraeosoma, a new genus of Histerinae and phylogeny of the family Histeridae (Coleoptera, Histeroidea). **Annales Zoologici** 49(3) : 209-230.

Slipiński, S.A. ; R.D. Pope & R.J. Aldridge 1989. A review of the world Bothriderini (Coleoptera: Bothrideridae). **Polskie Pismo Entomologiczne** 59: 131-202.

Smetana, A. 1975. Revision of the New World genera of the tribe Omicrini trib. nov. of the Hydrophilid subfamily Sphaeridiini (Coleoptera). **Studies on the Neotropical Fauna and Environment** 10: 153-182.

Spangler, P.J. 1990. A revision of the Neotropical aquatic beetle genus *Stegoelmis* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology** 502: 1-52.

Spangler, P.J. & S. Santiago 1987. A revision of the Neotropical aquatic beetle genera *Disersus*, *Pseudisersus*, and *Potamophilops* (Coleoptera: Elmidae). **Smithsonian Contributions to Zoology** 446: 1-39.

Spangler, P.J.; C.L. Staines; P.M. Spangler & S.L. Staines 2002. A checklist of the Limnichidae and the Lutrochidae (Coleoptera) of the world. **Insecta Mundi** 15(3): 151-165.

Staines, C.L. 2002. The New World tribes and genera of hispines (Coleoptera: Chrysomelidae: Cassidinae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 104(3): 721-784.

Stibick, L.N.L. 1979. Classification of the Elateridae (Coleoptera). Relationships and classification of the subfamilies and tribes. **Pacific Insects** 20(2-3): 145-186.

Švácha, P.; J.J. Wang & S.C. Chen 1997. Larval morphology and biology of *Philus antennatus* and *Heterophilus punctulatus*, and systematic position of the Philinae (Coleoptera: Cerambycidae and Vesperidae). **Annales de la Societé Entomologique de France** (N.S.) 33 (3): 323-369.

Tribling, J.B. 1986. Revision of *Anchytarsus* (Coleoptera: Dryopoidea) and a key to the New World genera of Ptilodactylidae. **Annals of the Entomological Society of America** 79: 219-234.

Strohecker, H.F. 1953. Coleoptera Fam. Endomychidae. **Wytsman's Genera Insectorum** 210:1-140.

Teixeira, E.P. 1992. Revisão das espécies Neotropicais do gênero *Bostrichopsis* Lesne, 1898 (Coleoptera, Bostrichidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 36: 607-646.

Thayer, M.K. 2005. Staphylinidae Latreille, 1802, p. 296-344, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

The Coleopterists Society (s.d.) <http://www.coleopsoc.org/>. Acesso 18/fev/2009.

Thomas, M.C. 2002/2003. Descriptions of four new species of *Cryptolestes* Ganglbauer, with a revised key to the New World species and notes on other species (Coleoptera: Laemophloeidae). **Insecta Mundi** 16(1-3): 147-155.

Thompson, R.T. 1992. Observations on the morphology and classification of weevils (Coleoptera, Curculionoidea) with key to major group. Journal of Natural History 26(4): 835-891.

Tiemman, D. 1967. Obervation on the natural history of the western banded glow worm Zarhipis integripennis. **Proceedings of the California Academy of Sciences** 35: 235-264.

Tomaszewska, K.W. 2000. Morphology, phylogeny and classification of adult Endomychidae (Coleoptera: Cucujoidea). **Annales Zoologici** 50(4): 449-558.

Tomaszewska, K.W. 2005. Phylogeny and generic classification of the subfamily Lycoperdininae with a re-analysis of the family Endomychidae (Coleoptera, Cucujoidea). **Annales Zoologici** 55(supl. 1): 1-172.

Triplehorn, C.A. & N.F. Johnson 2005. **Borror and Delong's Introduction to the study of Insects**. Brooks/Cole, Thomson Learning, 864p.

Tuxen, S.L. 1970. **Taxonomist's glossary of genitalia in insects**. Munksgaard Copenhagen 359 p.

Vandenberg, N.J. 1992. Revision of the New World lady beetles of the genus *Olla* and description of a new allied genus (Coleoptera: Coccinellidae). **Annals of the Entomological Society of America** 85: 370-392.

Vanin, S.A. 1976. Taxonomic revision of the South American Belidae. **Arquivos de Zoologia** 28(1): 1-75.

Vanin, S.A. 1983. Revision of *Phaedropus* Schoenherr with notes on the male genitalia of Entimini (Coleoptera, Curculionidae, Leptopiinae). **Coleopterists Bulletin** 37(3): 283-298.

Vanin, S.A. 1986. Systematics, cladistic analysis and geographical distribution of the tribe Erodiscini (Coleoptera, Curculionidae, Otidocephalinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 30(3-4): 427-670.

Vanin, S.A. 1990. A new species of *Sphenophorus* Schoenherr from Brazil (Coleoptera, Curculionidae, Rhyncophorinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 34(4): 697-701.

Vanin, S.A. & H. Reichardt 1976. Revision of the genera of Pacholenini, a Neotropical tribe of Hylobiinae (Coleoptera,

Curculionidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 29(19): 155-176.

Vanin, S.A. & S. Ide 2002. Classificação comentada de Coleoptera, p 193-205. *In*: C. Costa, S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic (eds.). **Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática**. Sociedad Entomológica Aragonesa, v. 2, Zaragoza, España. 327 p.

Vanin, S.A. & F. Gaiger 2005. A cladistic analysis of the genera of the tribe Entimini (Coleoptera, Curculonidae), with description of the new genus and species from the Amazonian Region. **Zootaxa** 1053: 1-21.

Vanin, S.A., C. Costa & N.M. Gianuca 1995. Larvae of Neotropical Coleoptera 21: description of immatures and ecology of *Efflagitatus freudei* Pacheco, 1973 (Dryopoidea, Heteroceridae). **Iheringia, Série Zoologia** 78: 99-112.

Vanin, S.A.; S. Ide & C. Costa 1997. Larvae of Neotropical Coleoptera. XXVI: Description of immatures and adults of new species of *Onopelmus* Spangler, 1980, with notes on habitats and rearing (Dryopoidea, Dryopidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 40 (4): 87–103.

Vanin, S.A.; R.G. Beutel & R. Arce-Pérez 2005. Hydroscaphidae LeConte, 1874, p. 49-52, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Vanin, S.A.; S. Ide; S.A. Casari & C. Costa 1996. Larvae of Neotropical Coleoptera XXIV: *Scraptia triangularis* Champion, description of immatures and redescription of adult (Tenebrionoidea, Scraptiidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 40(1): 89-96.

Villiers, A. 1980. **Faune de Madagascar. 52. Insectes coleopteres cerambycidae Disteniinae**. ORSTOM, Paris, 133p.

Vit, S. 1977. Contribution à la connaissance des Eucinetidae (Coleoptera). **Revue Suisse de Zoologie** 84(4): 917-935.

Vit, S. 1990. Révision des espèces néotropicales du genre *Eucinetus* Germar (Coleoptera: Eucinetidae). **Naturaliste Canadian** (Révue Écologie Systematique) 117: 103-122.

Vondel, B. J. Van 2005. Haliplidae Aubé, 1836, p. 64-72, vol. 1. *In*: R.G. Beutel & R.A.B. Leschen (eds. vol.). Coleoptera, Beetles: Morphology and Systematics (Archostemata, Adephaga, Myxophaga, Polpyhaga partim), Teilband/Part 38. *In*: N.P. Kristensen & R.G. Beutel (eds.). **Handbuch der Zoologie/ Handbook of Zoology**, Vol. IV Arthropoda: Insecta. Walter de Gruyter, Berlin, XI + 567 p.

Vulcano, M.A. & F.S. Pereira 1975. Cupesidae (Coleoptera). **Arquivos do Instituto Biológico** 42: 31-68.

Węgrzynowicz, P. 2002. Morphology, phylogeny and classification of the family Erotylidae based on adult characters (Coleoptera: Cucujoidea). **Genus** 13(4): 435-504.

Wells, S. 2003. Revision of the Neotropical click beetle genus *Semiotinus* Pjatakowa (Elateridae, Semiotinae). **Proceedings of Entomological Society of Washington** 105 (3): 647-663.

Werner, F.G. 1983. Neotropical Sapintus, with a general key to species (Coleoptera: Anthicidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 85(3): 405-425.

Wheeler, Q.D. 1986. Revision of the genera of Lymexylidae (Coleoptera: Cucujiformia). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 183: 113-210.

White, R.E. 1974. The Dorcatominae and Tricorynae of Chile (Coleoptera: Anobiidae). **Transactions of the American Entomological Society** 100: 191-253.

Wibmer, G.J. & C.W. O'Brien 1986. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of South America (Coleoptera, Curculionoidea). **Memoirs of the American Entomological Institut** 39: 1-563 + xvi.

Wood, S.L. & D. E., JR, Bright. 1987. A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera), part 1: bibliography. **Great Basin Naturalist Memoirs** supl. 11: 1-685.

Wood, S.L. & D.E. Bright Jr 1992a. A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera), part 2: taxonomic index. **Great Basin Naturalist Memoirs** 13(A): 1-833.

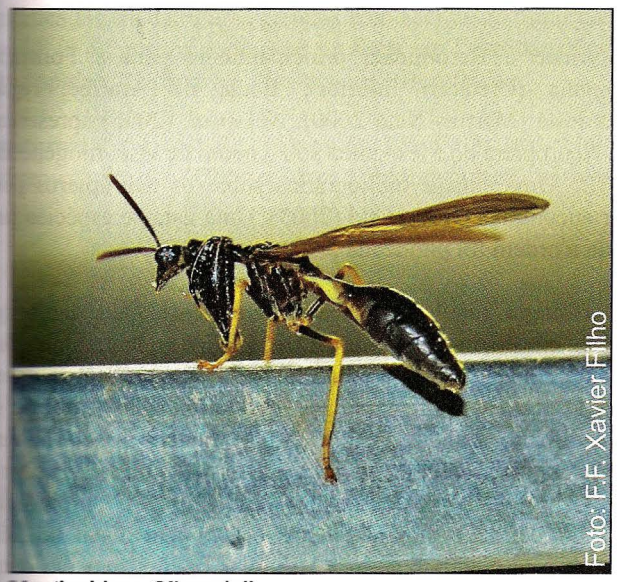
Wood, S.L. & D.E. Bright Jr 1992b. A catalog of Scolytidae and Platypodidae (Coleoptera), part 2: taxonomic index. **Great Basin Naturalist Memoirs** 13(B): 835-1553.

Wooldridge, D.P. 1975. A key to the New World genera of the beetle family Limnichidae. **Entomological News** 86: 1-4.

Capítulo 33

NEUROPTERA

Sérgio de Freitas
Norman D. Penny



Mantispidae: *Climaciella* sp.

Myrmeleontidae

Chrysopidae

Ascalaphidae

NEUROPTERA Linnaeus, 1758

Sérgio de Freitas
Norman D. Penny

Neuroptera: do grego *neuron* = nervura; *pteron* = asa. Refere-se ao grande número de veias nas asas.

Diagnose. Insetos holometábolos, predominantemente terrestres, variando de 2 a 153 mm de comprimento. Olhos compostos sempre presentes. Ocelos geralmente ausentes. Antena com vários artículos. Aparelho bucal mandibulado. Asas membranosas, quando em repouso dispostas obliquamente ao lado do corpo, com várias veias transversais. Asas anterior e posterior geralmente iguais ou subiguais em tamanho, venação e forma, exceto em Nemopteridae, com asa posterior longa e fina. Alguns Hemerobiidae com asa anterior esclerosada semelhante a élitros e algumas espécies com asa posterior extremamente reduzida. Cerco ausente.

Introdução. Duas famílias possuem nomes populares no Brasil: Myrmeleontidae, como formiga-leão, e Chrysopidae, como bicho-lixeiro. São cosmopolitas. É uma ordem com pouco mais de 6 mil espécies no mundo, distribuídas em 17 famílias. Para o Brasil, estão registradas 359 espécies. A estimativa é que existam cerca de sete mil espécies no mundo e aproximadamente 1 000 espécies no Brasil. Possui grande diversidade de estilos de vida e de variações morfológicas. Diferenciam-se dos demais insetos pela venação característica, disposta em forma de rede. Vivem em grande variedade de hábitats, como cavernas, buracos em árvores, florestas, cerrados e em diversos agroecossistemas. Os mantispídeos adultos capturam presas com as pernas anteriores raptoriais, semelhantemente aos mantódeos. Larvas e adultos de coniopterigídeos e hemerobiídeos alimentam-se de insetos de corpo mole.

As espécies neotropicais de modo geral foram descritas de forma sucinta e, ao longo da história, foram realizados poucos trabalhos de revisão. Muitas descrições foram realizadas quando se iniciava a taxonomia descritiva e, por isso, o acesso à literatura e aos tipos tem sido um problema. No Brasil, grande parte dos táxons foi descrito pelo padre Longinos Navás.

Existem vários registros de fósseis de Chrysopidae, Myrmeleontidae, Ascalaphidae, Nymphidae, Nemopteridae, Sisyridae e Berothidae, principalmente para a Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, região Nordeste (Martins-Neto 2000). Nel *et al.* (2005) apresentam os Neuroptera do Mesozoico sob o ponto de vista filogenético.

Uma síntese bibliográfica sobre os neurópteros pode ser encontrada em Oswald (2003). Uma lista de espécies para toda a ordem foi publicada por Penny (1977).

Morfologia (adultos). Cabeça geralmente mais larga que longa, exceto em Nemopteridae, com clípeo e labro alongados. Olho grande, esférico e proeminente. Ocelos ausentes, exceto em Osmylidae. Antena longa, multiarticulada, filiforme ou moniliforme, flabelada em Dilaridae (macho) e clavada em Ascalaphidae, Stilbopterygidae e Myrmeleontidae. Escapo e pedicelo maiores que os flagelômeros. Clípeo e labro cobrem as peças bucais; clípeo transverso. Margem distal do labro escavada. Mandíbula com lobo molar basal e incisivo distal. Maxila normal. Palpo maxilar com cinco artículos, o último dilatado. Lábio com premento dividido em duas placas, placa mediana homóloga ao mento e ao posmento. Palpo labial com dois ou três artículos, às vezes muito longo como, em *Dimares* Hagen (Myrmeleontidae). Protórax móvel, muito grande e longo em Mantispidae e muito curto, reduzido a um anel, em Ascalaphidae. Meso e metatórax subdivididos por suturas. Pernas finas, longas e ambulatoriais, exceto a anterior de Mantispidae e de alguns Berothidae, raptorial. Coxa anterior de Mantispidae muito longa, às vezes subdividida em algumas espécies. Fêmures e tíbias robustos, com cerdas em toda a superfície. Esporões tibiais às vezes presentes. Tarsos pentâmeros com garras apicais, exceto na perna anterior de Mantispidae, subapical. Empódio simples ou dividido. Dois pares de asas membranosas, com grande número de veias longitudinais e transversais, que geram diferentes padrões de venação. Coniopterygidae com número reduzido de veias transversais. Asas anterior e posterior geralmente iguais ou subiguais, com diferentes graus de esclerosação, variando de transparentes hialinas a opacas. Ascalaphidae, Myrmeleontidae e Nemopteridae podem ter pigmentação colorida na asa. Coniopterygidae e Hemerobiidae do gênero

Notiobiella Banks têm a asa posterior reduzida. Membrana da asa com macrotríquias sobre as veias e microtríquias entre elas. Área costal, entre as veias costal (C) e subcostal (Sc), larga, com inúmeras veias transversais, simples ou bifurcadas (Hemerobiidae). Sc simples, muito próxima da veia radial (R), que possui muitas ramificações. Veias médias, cubital e anal com poucas ramificações. Em Chrysopidae, há veias que se fundem, produzindo efeito zigue-zague, como as veias transversais gradiformes (Fig. 33.1) na porção distal da asa. Há espécies braquípteras. O acoplamento das asas é feito pela expansão da base da asa posterior, que se aloja sob o lobo anal da asa anterior. O jugo está presente em Myrmeleontoidea. Em algumas espécies de Hemerobiidae, existe uma estrutura semelhante ao frênulo dos lepidópteros. O pterostigma está presente na forma de mancha pré-apical. Abdômen com dez segmentos, exceto em Chrysopidae, com nove distinguíveis externamente. Esternito I muito reduzido. Alguns Ascalaphidae com apófises dorsais nos tergitos II e III. Dois últimos segmentos modificados em estruturas genitais com acentuado dimorfismo sexual. O ovipositor pode estar presente em Dilaridae, alguns Mantispidae (*Trichoscelia* Westwood) e Berothidae.

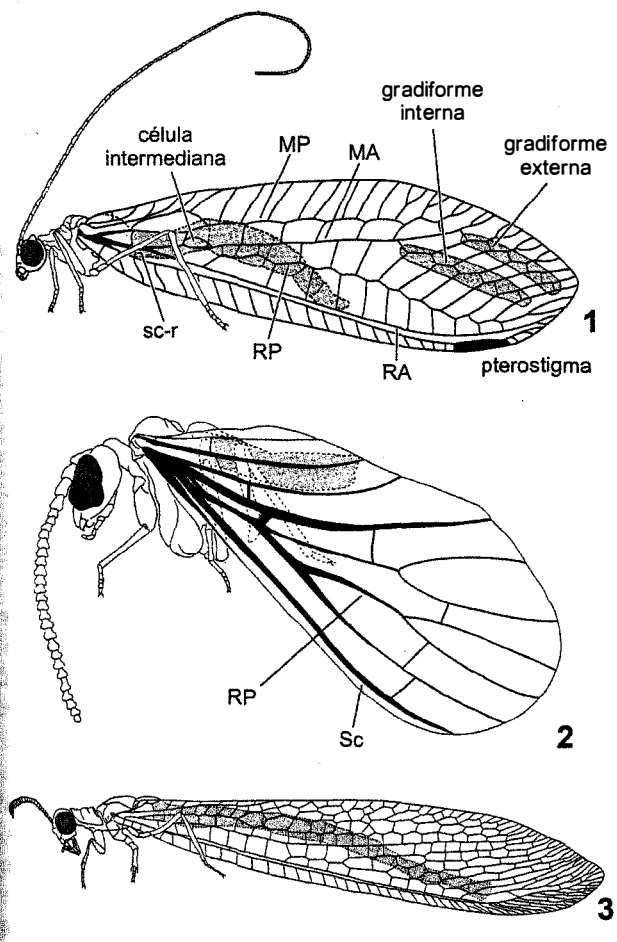
Imaturos. Os ovos são colocados sobre um pedicelo de diferentes alturas (Chrysopidae e Mantispidae), às vezes diretamente sobre madeira em apodrecimento no solo (Ascalaphidae), sob a lâmina d'água (Sisyridae), em grupos ou isolados. Possuem a forma oval ou cilíndrica e córion esculturado ou liso. Pode haver uma ou duas micrópilas em polos opostos, sendo sempre em alto relevo. O rompimento do ovo dá-se pelo movimento de contração e expansão abdominal da larva, que promove pressão sobre a região da micrópila, por onde emergem utilizando-se do ovirruptor, estrutura na forma de uma crista ou lâmina muito dura, localizada na região clípeo-labral. O desenvolvimento larval geralmente tem três ínstares, sendo possível quatro em Ithonidae, cinco em Coniopterygidae e até doze em Dilaridae. A forma campodeiforme prevalece, com variações em Ithonidae, que se assemelha à forma escarabeiforme, e em Mantispidae, com o segundo e terceiro ínstares vermiformes.

As larvas, terrestres ou aquáticas, são predadoras, com formas características para as diferentes famílias. São, na maioria das famílias, prognatas, alongadas, robustas ou frágeis, com peças bucais compridas. Mandíbula e maxila justapostas formam um tubo através do qual o fluído corporal das presas é ingerido. O conjunto mandíbula-maxila é reto ou curvo, com ou sem dentes. As larvas são vorazes e com grande capacidade de caça. Alimentam-se geralmente de insetos, entretanto os Sisyridae preferem esponjas de água doce ou Briozoa. Os mirmeleontídeos constroem, no solo arenoso, armadilhas na forma de funil para captura de pequenas presas. Os crisopídeos alimentam-se de insetos pequenos em meio à vegetação e têm o hábito de carregar no dorso as carcaças dos insetos sugados, bem como resíduos encontrados no ambiente; para isso, o corpo é densamente coberto de cerdas e projeções digitiformes e papiliformes. Esse comportamento confere às larvas o nome de "bicho-lixeiro". As larvas de nemopterídeos caçam avidamente na superfície do solo inóspito do deserto e as larvas de berotídeos possuem glândulas retais que produzem gases para a captura de presas. A digestão é interrompida no final do intestino médio e os túbulos de Malpighi atuam como glândulas. Os resíduos sólidos são liberados na forma de mecônio durante o estágio de empupação.

Ao final do desenvolvimento, a larva tece um casulo, cuja estrutura é mantida por fios de seda produzidos pelos túbulos de Malpighi e exteriorizados pelo ânus. O casulo possui, em geral, duas camadas, a externa com os objetos coletados e guardados sobre o dorso da larva. A empupação ocorre dentro da camada interna. Inicialmente há a formação de uma pré-pupa e, posteriormente, o aparecimento da pupa exarada ou livre. Ao final da empupação, o adulto emerge e, após alguns instantes, há o desprendimento e distensão das asas, formando então o adulto.

Em Hemerobiidae, o desenvolvimento embrionário dura entre três e cinco dias. Após a emergência, as larvas passam por três ínstares, entre 12 e 20 dias, conforme a temperatura ambiente. Ao completar o desenvolvimento, as larvas constroem um casulo de seda, onde empupam. O período pupal transcorre entre oito e quinze dias.

Algumas espécies de mantispídeos alimentam-se de ovos de aranhas dentro do ovissaco. A empupação ocorre dentro de casulo associado ao substrato de desenvolvimento da larva.



Figuras 33.1-3. Adultos, vl. **1**, Chrysopidae; **2**, Coniopterygidae; **3**, Myrmeleontidae.

Biologia. Tanto os adultos quanto as larvas são predadores de insetos de corpo mole, como cochonilhas, pulgões, ovos e larvas neonatas de lepidópteros, ainda que muitos se alimentem de secreções açucaradas produzidas por hemípteros auquenorrincos, pólen e outras substâncias encontradas na natureza. Sisirídeos são encontrados em corpos de água parada ou de fluxo lento. Osmilídeos ocorrem em florestas abertas e são atraídos por proteína hidrolisada de milho.

No Brasil, estão presentes nos mais variados ecossistemas naturais e agroecossistemas. Várias espécies são fototrópicas positivas (Chrysopidae, Hemerobiidae), outras, geotrópicas positivas, preferindo solos arenosos e secos, onde colocam os ovos (Myrmeleontidae). Ithonidae prefere solos úmidos. Chrysopidae, Mantispidae e Myrmeleontidae exalam odor característico, proveniente de glândulas abdominais.

Têm sistemas de comunicação através de vibração do substrato. Esses sinais geralmente são utilizados no comportamento de corte e para localização ou reconhecimento de presas (Devetak 1998). Os crisopídeos têm órgãos timpânicos na base da veia radial da asa anterior (Miller & MacLeod 1966).

Os adultos de hemerobiídeos têm a particularidade de fingirem-se de mortos quando incomodados. Após a maturidade sexual, ovipositam de 50 a 600 ovos.

Classificação. As classificações mais antigas dividem a ordem em três grupos: Megaloptera, Raphidioptera e Neuroptera. Juntos formam o clado Neuropterida. Atualmente são consideradas ordens separadas. A classificação adotada aqui é a de New (1991), com três modificações: Rapismatidae incorporada em Ithonidae (Penny 1996), Nevrorthidae colocada em sua própria subordem (Aspöck *et al.* 2001) e Rhachiberothidae estabelecida para dois gêneros da África (Aspöck & Mansell 1994).

Subordem Nevrorthiformia
Nevrorthidae

Subordem Myrmeleontiformia
Nymphidae
1. Myrmeleontidae (41)
2. Ascalaphidae (35)
Nemopteridae
Psychopsidae

Subordem Hemerobiiformia
Ithonidae
Polystoechotidae
3. Osmylidae (2)
4. Hemerobiidae (16)
5. Coniopterygidae (42)
6. Sisyridae (12)
7. Chrysopidae (160)
8. Dilaridae (8)
9. Mantispidae (39)
10. Berothidae (1)
Rhachiberothidae

Relações filogenéticas. Aspöck *et al.* (2001) apresentaram a primeira análise cladística da ordem, resultando em três subordens: Nevrorthiformia, Myrmeleontiformia e Hemerobiiformia (Fig. 33.15). Os resultados indicam Nevrorthiformia com Nevrorthidae a linhagem mais basal. Myrmeleontiformia forma dois grupos: Nemopteridae + Psychopsidae e Nymphidae + Myrmeleontidae + Ascalaphidae. As demais famílias constituem o clado Hemerobiiformia, o mais heterogêneo e cuja monofilia ainda não está bem estabelecida (Grimaldi & Engel 2005).

Importância. A prevalência do hábito predatório os torna de fundamental importância na estabilidade de ambientes manejados e naturais. Depois dos himenópteros, é a ordem que traz mais benefícios ao homem no que tange ao controle de pragas agrícolas. Crisopídeos, hemerobiídeos e mantispídeos são eficientes predadores de pragas agrícolas, sendo considerados inimigos naturais para o controle biológico natural. Os dois primeiros são os mais estudados. No Brasil, a importância dos crisopídeos nos agroecossistemas e no controle biológico de pragas foi destacada por Freitas (2001) e uma lista de espécies foi publicada por Freitas & Penny (2001). Uma espécie comum no Brasil é *Nusalala tesselata* (Erstaecker) (Chrysopidae), relacionada com vários agroecossistemas. Os hemerobiídeos são importantes nos agroecossistemas porque têm como presas cochonilhas, pulgões, psilídeos, ácaros e outros pequenos insetos pragas. Os coniopterigídeos são importantes porque predam insetos sugadores de seiva, como pulgões, cochonilhas, tripes, psilídeos, mosca branca, tingídeos, bem como ovos e larvas de primeiro estádio de lepidópteros e ácaros.

Coleta e preservação. Os adultos geralmente têm hábitos noturnos, são voadores ativos e são capturados com armadilhas luminosas. A armadilha do tipo Malaise produz bons resultados. Armadilha McPhail com diferentes iscas, como proteína hidrolisada de milho, melaço, triptofano, diamônio fosfato e suco de frutas capturam Chrysopidae, Hemerobiidae e Osmylidae. O eugenol atrai Ankylopterygini (Chrysopidae). Myrmeleontidae pode ser capturado na fase de larva, a partir dos funis-armadilha que produzem no campo, e criados em laboratório para obtenção do adulto. Outros mirmeleontídeos podem ser capturados por peneiramento de solo arenoso, pelo exame em buracos em árvores, ou no solo de cavernas. Chrysopidae e Hemerobiidae são frequentemente criados a partir de ovos coletados nas folhas, ramos e troncos das plantas.

A preservação a seco, em alfinetes entomológicos, é a mais indicada para estudos taxonômicos. A dupla montagem é indicada para insetos muito pequenos. Muito da taxonomia está baseado na venação. Para facilitar sua visualização é necessária a abertura e distendimento das asas anterior e posterior. Material para estudos de genética deve ser colocado em solução de etanol 95%. Para estudos morfológicos, a solução adequada é etanol 75%. Os neurópteros muito pequenos, como os coniopterigídeos adultos, devem ser conservados em álcool, porque os escleritos do ápice do abdômen são mais facilmente visíveis. Os coniopterigídeos são cobertos por uma fina camada de pó branco, sem importância taxonômica, que se dissolve rapidamente em álcool.

Chave para as famílias que ocorrem no Brasil (adultos) (modificada de Henry *et al.* 1992)

1. Corpo coberto de pó esbranquiçado, com 3 mm de comprimento ou menos. Asas com poucas veias. RP geralmente com dois ramos (Fig. 33.2) ... **5. Coniopterygidae**
— Corpo sem pó esbranquiçado, com mais de 3 mm de comprimento. Venação mais completa. RP com três ou mais ramos **2**

2(1). Antena clavada (Figs. 33.3, 5). Abdômen longo e estreito ... **3**
— Antena filiforme, moniliforme ou pectinada. Abdômen curto **4**

3(2). Antena curta, nunca maior que cabeça e tórax juntos (Fig. 33.3). Com uma célula alongada logo após o ponto de fusão da Sc com RA (Fig. 33.4) ..... **1. Myrmeleontidae**
— Antena tão longa quanto o corpo ou pouco menor (Fig. 33.5), exceto Albardiinae, com antena curta, mas corpo muito cerdoso. Célula alongada ausente ..... **2. Ascalaphidae**

4(2). Perna anterior raptorial (Fig. 33.6). Pronoto mais longo que largo ..... **9. Mantispidae**
— Perna anterior cursorial. Pronoto normal **5**

5(4). Asa anterior com dois ou mais ramos RP partindo independentemente da veia RA (Fig. 33.7). Veias transversais costais bifurcadas ..... **4. Hemerobiidae**
— Asa anterior com um ramo RP partindo da veia RA **6**

6(5). Ocelos ou tubérculos semelhantes a ocelos presentes no vértice. Fêmeas com ovipositor **7**
— Ocelos ou tubérculos ausentes. Fêmeas sem ovipositor **8**

7(6). Asa anterior (Fig. 33.9) com menos de 12 mm de comprimento. Antena do macho pectinada (Fig. 33.8), da fêmea, filiforme... ..... **8. Dilaridae**
— Asa anterior (Fig. 33.10) com mais de 20 mm de comprimento. Antena filiforme em ambos os sexos ..... **3. Osmylidae**

8(6). Vértice convexo. Venação relativamente simples (Fig. 33.11). Asa anterior com veias transversais costais simples. Célula RA com duas veias transversais ra-rp. Sc e RA fundidas próximo à extremidade da asa ..... **6. Sisyridae**
— Vértice achatado. Venação completa, com veias transversais costais bífidas ou simples. Célula RA com mais de duas veias ra-pr. Sc e R_1 fundidas ou não na extremidade da asa **9**

9(8). Asa anterior (Fig. 33.12) com veias transversais costais bífidas e margem apical mais ou menos agudo. Veias RP um tanto lineares. Célula RA estreita e com cinco transversais ra-rp. Asas podem ter escamas ao longo da base das veias longitudinais ..... **10. Berothidae**
— Asa anterior (Fig. 33.13) com veias transversais costais simples e margem apical normal, um tanto arredondada. Veias RP em zigue-zague. Célula RA larga e com muitas transversais ra-rp. Asas sem escamas ao longo da base das veias longitudinais ..... **7. Chrysopidae**

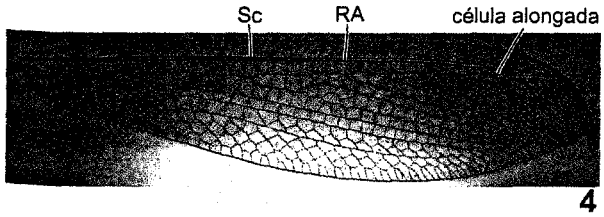


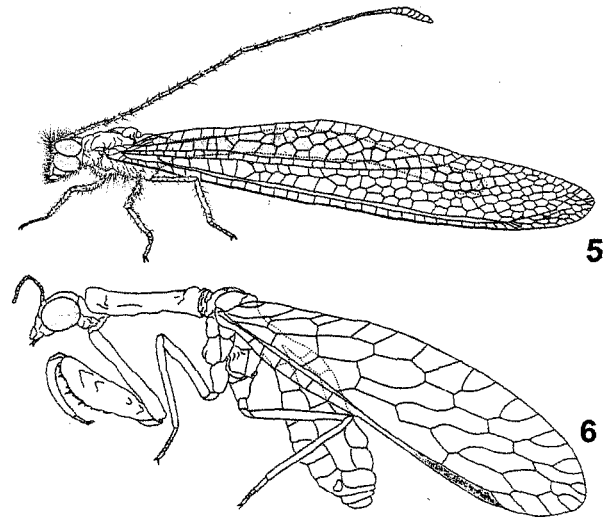
Figura 33.4. Asa anterior de Myrmeleontidae.

1. Myrmeleontidae (Figs. 33.3-4). As larvas são conhecidas popularmente como formigas-leão, face ao hábito de construírem funis na areia para capturar suas presas. É a maior família de Neuroptera, com cerca de 180 gêneros e mais de 1.300 espécies (Stange 2004). Inclui as maiores espécies da ordem, como *Palparellus voeltzkowi* (Kolbe), cujas asas atingem 153 mm de envergadura, e a espécie brasileira, *Vella fallax* (Rambur), que atinge 133 mm de envergadura. São encontrados em grande variedade de hábitats, como dunas, campos, florestas e cavernas. Cerdas no ápice do abdômen da fêmea são modificadas para auxiliar a escavar o solo. A classificação de Stange (2004) reconhece três subfamílias: Stilbopteryginae (restrita à Austrália), Palparinae e Myrmeleontinae.

Palparinae. Varia de 60 a 90 mm de comprimento, com muita pigmentação na asa. Palpo labial muito longo. As larvas cavam o solo, perseguindo a presa. Quase todas as espécies ocorrem no Velho Mundo, mas dois gêneros são encontrados na América do Sul (Stange 1989). Somente *Dimares elegans* (Petty) é encontrada para o Brasil, cujos machos têm asas completamente transparentes, enquanto as fêmeas têm asas com muitas manchas.

Myrmeleontinae. É a maior subfamília e possui 40 espécies relatadas para o Brasil. Cinco tribos são reconhecidas: Acanthaclisini, Dendroleontini (não encontrada na América do Sul), Myrmecaelurini, Myrmeleontini e Nemoleontini. Ocorrem no Brasil: *Brasileon* Stange, *Dimarella* Banks, *Elachyleon* Esben-Petersen, *Eremoleon* Banks, *Glenurus* Hagen, *Purenleon* Stange, *Ripalda* Navás, *Ameromyia* Banks, *Austeroleon* Banks, *Myrmeleon* Linné, *Porrerus*, Navás e *Vella* Navás.

2. Ascalaphidae (Fig. 33.5). Está dividida em três subfamílias, todas com registro no Brasil.



Figuras 33.5-6. Adultos, vl. **5**, Ascalaphidae; **6**, Mantispidae.

Chave para as subfamílias de Ascalaphidae

1. Antena muito curta, menor que o comprimento da cabeça e do tórax juntos. Corpo muito cerdoso ..... **Albardiinae**
— Antena longa, aproximadamente do comprimento do corpo, este pouco cerdoso **2**

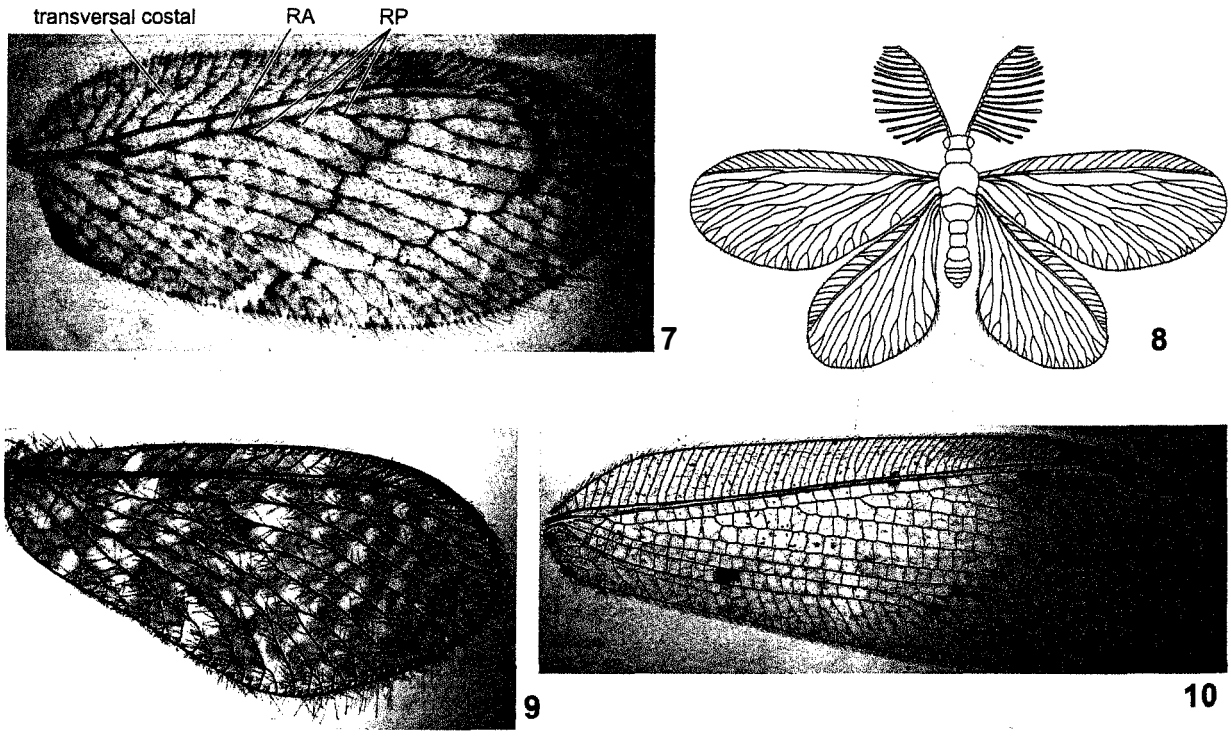
2(1). Olho íntegro, não dividido por sulco transversal .... **Haplogleniinae**
— Olho dividido por sulco transversal (Fig. 33.5) .... **Ascalaphinae**

Albardiinae. No Brasil, ocorre *Albardia furcata* van der Weele, com registros do Pará ao Rio de Janeiro (Penny 1983b). É grande, com cerca de 70 mm de comprimento, antena clavada muito curta, menor que o comprimento da cabeça e o tórax juntos, abdômen vermelho, com tufos de cerdas em cada segmento. Os ovos são depositados em superfícies verticais lisas, com um anel de falsos ovos ("rapagulae") ao redor. As larvas neonatas ficam um a dois dias alimentando-se do "rapagulae" ou de ovos danificados. Após esse período, dispersam-se e vivem sob pedras e abrigos por mais de um ano. As larvas ficam inativas durante o dia e ativas durante a noite, quando predam insetos terrestres (Ferreira & Yanega 1999).

Haplogleniinae. Durante o dia, os adultos repousam nas folhas com as asas distendidas e, ao escurecer, voam à procura de pequenos insetos. Machos de *Haploglenius* Burmeister têm uma placa esclerosada na margem anterior do pronoto, que pode ser aberta para mostrar o interior branco-brilhante. Várias teorias têm sido formuladas para explicar essa estrutura e a mais razoável relata um mecanismo de atração para a cópula. Os ovos são depositados no ápice de ramos mortos, com "rapagulae" distribuídos pelos ramos em volta. As larvas são achatadas e vivem em florestas, na superfície de folhas, onde esperam pelas presas com as mandíbulas abertas em aproximadamente 180°. Quatro gêneros são conhecidos no Brasil: *Amoea* Lefèbvre, *Ascalobyas* Penny, *Haploglenius* e *Neohaploglenius* Penny. Chave para esses gêneros em Penny (1981a,b).

Ascalaphinae (Fig. 33.5). Geralmente vivem em áreas cultivadas ou no cerrado. Durante o dia, os adultos ficam em repouso em pequenos galhos e em ramos de gramíneas. São predadores aéreos e ficam em voo, sem deslocamento (como os helicópteros), na copa das árvores, ou dão voos rasantes ao solo. Os ovos são deixados no ápice de galhos com "rapagulae" dispostos ao redor. Após a emergência, as larvas neonatas ficam cerca de 10 dias juntas, onde se alimentam do "rapagulae". Então, caem ao solo, onde sobrevivem como predadores no folhiço. As larvas mantêm as mandíbulas abertas mais de 270°. Quatro gêneros ocorrem no Brasil: *Ameropterus* Esben-Petersen, *Ascalorphne*, *Cordulecerus* Rambur e *Ululodes* Currie. *Cordulecerus* é mais comum em florestas e tem sido visto no ápice de folhas (Hogue & Penny 1989).

3. Osmylidae. Tem aproximadamente 150 espécies no Novo Mundo (Oswald 1994), primariamente encontrada no Velho Mundo e nos Andes. Os adultos estão associados a corpos de água corrente. As larvas são encontradas em solos alagados e são predadoras de larvas de dípteros nematóceros. A fauna sul-americana contém 13 espécies em cinco gêneros: *Gumilla* Navás, *Isostenosmylus* Krügers, *Kempynus* Navás, *Paryphosmylus* Needham e *Phymatosmylus* Adams (Oswald 1994). Para o



Figuras 33.7-10. Asas anteriores e adultos, vl. **7**, *Megalomus rafaeli* Penny & Monserrat, Hemerobiidae; **8**, *Nallachius ovalis* Adams, Dilaridae, macho; **9**, *N. ovalis*; **10**, *Isostenosmylus* Krügers, Osmylidae.

Brasil, há o registro de *Isostenosmylus pulverulentus* Navás e *Gumilla adspersus* (Gerstaecker). Esta última, com antena mais longa que a asa anterior, provavelmente pertence a uma subfamília indeterminada. Adultos têm ocelos e asa anterior (Fig. 33.10) larga, com inúmeras veias transversais. Fêmeas com ovipositor.

4. Hemerobiidae (Fig. 33.7). Cosmopolita, exceto na Antártica. São conhecidas 546 espécies em 42 gêneros (Monserrat 2002). Variam de 8 a 22 mm de comprimento. Antena filiforme. Asas dispostas em forma de telhado, quando em repouso. Coloração geralmente marrom. Há espécies braquípteras. Os adultos têm hábito crepuscular ou noturno. Larvas e adultos geralmente são predadores, entretanto adultos podem alimentar- se de substâncias vegetais açucaradas. Estão distribuídos em nove subfamílias: Hemerobiinae, Megalominae, Microminae, Notiobiellinae, Sympherobiinae, Psychobiellinae, Carobiinae, Drepanacrinae e Drepanepteryginae (Oswald 1993), as cinco primeiras com registro para o Brasil. Uma revisão da família, bem como as chaves para subfamílias e gêneros foi apresentada por Oswald (1993). Na Amazônia, foi revisada por Penny & Monserrat (1983).

5. Coniopterygidae (Fig. 33.2). Pequenos, variando de 2 a 5 mm de comprimento, pouco representado nas coleções. Externamente, assemelham-se às moscas-brancas (Aleyrodidae, Hemiptera), passando muitas vezes despercebidos. São cosmopolitas, com 450 espécies em três subfamílias: Aleuropteryginae, Coniopteryginae e Brucheiserinae. Aleuropteryginae está representada no Brasil por *Neoconis* Enderlein e Coniopteryginae, por *Coniopteryx* Curtis. A sistemática do grupo está baseada na venação e genitália do macho. Os adultos possuem o corpo revestido por uma fina camada de pó branco. Alimentam-se de mosca-branca, de psilídeos (Psyllidae, Hemiptera), de cochonilhas (Coccoidea, Hemiptera) e de ácaros. Foi revisada por Meinander (1972). As espécies brasileiras foram estudadas por Meinander & Penny (1982) e Meinander (1983, 1990). As espécies brasileiras conhecidas são principalmente da Bacia Amazônica, a maioria coletada com armadilhas Malaise e armadilhas luminosas.

6. Sisyridae (Fig. 33.11). *Climacia* MacLachlan e *Sisyra* Burmeister são encontrados no Brasil. Espécimes de *Sisyra* são marrom-enfumaçados, confinados à Bacia Amazônica. Espécimes de *Climacia* são amarelo-pálidos, com manchas ou bandas escuras nas asas. Geralmente não são encontrados em grande número. Muitos espécimes de *C. townesi* Parfin & Gurney ocorrem em julho no Amazonas. É a única família de Neuroptera com larvas aquáticas. Os ovos são colocados na vegetação à beira dos riachos. Quando as larvas nascem, caem na água e procuram por esponjas das quais se alimentam até completar o desenvolvimento. Para a empupação, as larvas abandonam a água e tecem um casulo, frequentemente com uma rede protetora, na vegetação da margem do corpo d'água (Parfin & Gurney 1956). Espécies amazônicas foram estudadas por Penny (1981d).

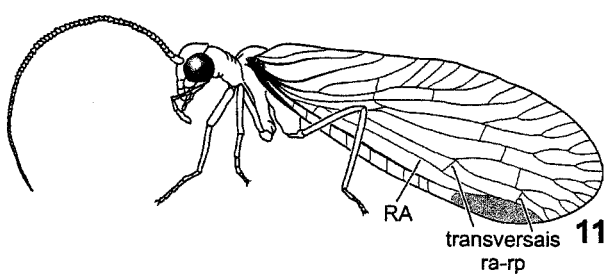


Figura 33.11. Sisyridae.

7. Chrysopidae. É a maior família de neurópteros do Brasil. Adultos são de tamanho médio, como *Chrysoperla externa* (Hagen), que mede aproximadamente 12 mm de comprimento. Geralmente são verde-claros, com olhos dourados. Alguns adultos, especialmente *Ceraeochrysa* Adams, liberam odores repugnantes quando molestados. O hábito alimentar dos adultos varia desde excreta açucarado e pólen, para *Chrysoperla* Steinmann, à predação, em *Chrysopa* Leach. A classificação de Brooks & Barnard (1990) divide a família em três subfamílias, todas com registros para o Brasil.

Chave para as subfamílias de Chrysopidae (adaptada de Brooks & Barnard 1990)

1. Veia MA formando uma linha contínua com as veias gradiformes internas na asa anterior. Lobo jugal bem desenvolvido (Fig. 33.13) ..... **Nothochrysinae**

— Veia MA formando uma linha contínua com as veias gradiformes externas na asa anterior. Lobo jugal reduzido ou ausente **2**

2(1). Transversal sc-r presente. Célula intramediana presente (Fig. 33.1). Cerdas de cada antenômero distribuídas em quatro anéis ..... **Chrysopinae**

— Transversal sc-r ausente. Célula intramediana ausente (Fig. 33.14). Cerdas de cada antenômero distribuídas em cinco anéis ..... **Apochrysinae**

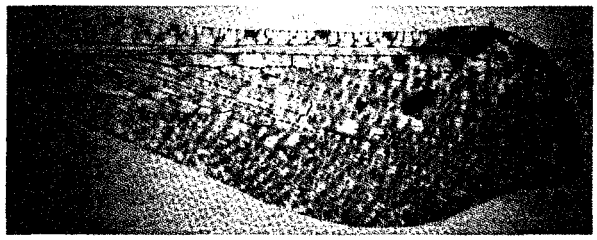
Nothochrysopinae. Tem 20 espécies em nove gêneros, distribuídas pelo mundo. Asas e corpo negros, ao invés de verde, e venação mais plesiomórfica dentro da família. A única espécie brasileira conhecida *Asthenochrysa viridula* Adams não tem célula intramediana. Foi registrada para o Paraná, Espírito Santo e Minas Gerais.

Apochrysinae. São grandes, a asa anterior variando de 18 a 34 mm de comprimento. Asas desprovidas da célula intramediana, largas e geralmente não se dobram sobre o corpo quando em repouso, mantendo-se abertas, como nas borboletas. Veias MA e MP, próximas e direcionadas para cima apicalmente. Asas frequentemente com manchas escuras. Adultos encontrados no sub-bosque de florestas. Nada se sabe sobre os imaturos. Foi revisada por Winterton & Brooks (2002). Três espécies de *Domenechus* Navás e *Loyola* Navás são conhecidas no Brasil, da Bacia Amazônica e da Floresta Atlântica.

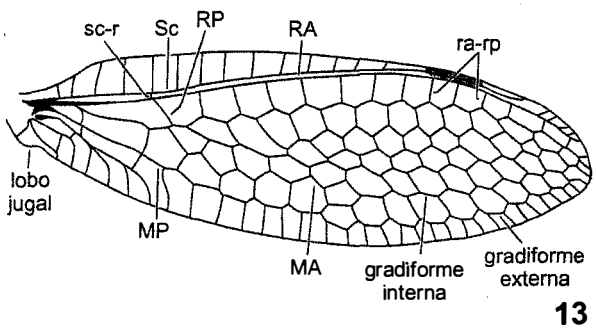
Chrysopinae. É a maior, com aproximadamente 97% das espécies conhecidas. Está dividida em quatro tribos: Ankylopterygini, Belonopterigini, Chrysopini e Leucochrysini (Brooks & Barnard 1990).

8. Dilaridae. Facilmente reconhecida pelo tamanho pequeno. *Nallachius adamsi* Penny tem o corpo em torno de 2,5 mm de comprimento e a asa anterior, de 4 mm. Geralmente as asas são largas (Fig. 33.9) e o corpo coberto de cerdas, parecendo microlepidópteros. Asas manchadas ou com faixas. Machos com antena flabelada (Fig. 33.8) e fêmeas com ovipositor. Somente *Nallachius* Navás foi registrado no Novo Mundo e oito espécies são encontradas no Brasil (Adams 1970; Penny 1981c). As larvas são encontradas sob a casca de tronco de árvores em decomposição, aparentemente se alimentando de insetos de corpo mole (MacLeod & Spiegler 1961).

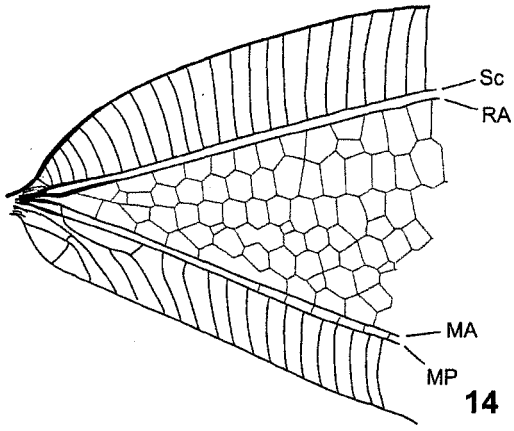
9. Mantispidae (Fig. 33.6). São semelhantes a pequenos mantódeos (louva-a-deus), com quem muitas vezes são confundidos. A principal semelhança morfológica está nas pernas anteriores, raptoriais, e o protórax alongado. Diferem quanto a aspectos biológicos, pois as larvas de mantispídeos são predadoras de ovos de aranhas e de larvas de outros insetos. A venação é peculiar e usada como caráter diferencial.



12



13



14

Figuras 33.12-14. Asas anteriores. **12**, *Lomamyia trombetensis* Penny, Berothidae; **13**, Nothochrysinae, Chrysopidae; **14**, base da asa de Apochrysinae, Chrysopidae.

São predadores tanto na fase larval como na adulta. Os ovos são colocados em grupos na superfície das folhas. São ovais, com pedicelo extremamente curto, que às vezes não chegam à dimensão do comprimento do ovo. O aspecto reticulado da superfície, micrópila e a estrutura do córion faz com que esses ovos sejam muito semelhantes aos de *Chrysopa*. O desenvolvimento larval é marcado pela hipermetamorfose. A larva de primeiro ínstar é triunguliforme, longa e fina, muito ativa para procura dos hospedeiros. As de segundo e terceiro ínstar são robustas, sedentárias e vivem junto aos hospedeiros. Estão divididos em quatro subfamílias, Symphrasinae, Depranicinae, Mantispinae e Calomantispinae.

Chave para as subfamílias que ocorrem no Brasil (adaptada de Hoffman 2002)

1. Tarso anterior com arólio e duas garras. Pronoto pouco mais longo que largo **2**

— Tarso anterior sem arólio e com uma garra. Pronoto pelo menos duas vezes mais longo do que largo ..... **Mantispinae**

2(1). Pronoto tão longo ou pouco mais longo que o meso e metanoto juntos ..... **Drepanicinae**

— Pronoto mais curto que o meso e metanoto juntos ..... **Symphrasinae**

Symphrasinae. É a mais basal, possui ovipositor e o pronoto é curto. Existem três gêneros na subfamília, *Anchieta* Navás, *Plega* Navás e *Trichoscelia* Westwood, todos encontrados no Brasil (Penny 1982). *Anchieta* ocorre quase exclusivamente no Brasil. Três dessas espécies são miméticas de abelhas Meliponini (Hymenoptera, Apidae) em tamanho e cor, inclusive com as tíbias posteriores dilatadas. As larvas de *Plega* são encontradas em câmaras pupais subterrâneas de escarabeídeos e câmaras de vespas

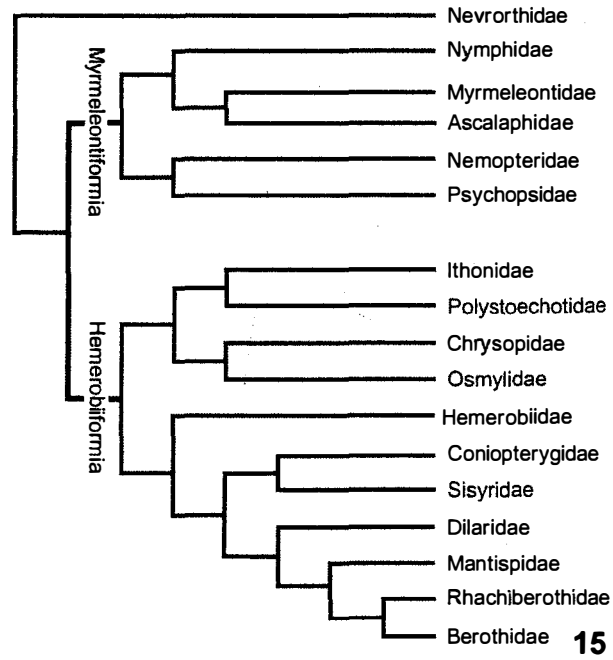


Figura 33.15. Cladograma mostrando as afinidades entre as famílias de Neuroptera. Fonte: Aspöck *et* al. (2001).

solitárias, associadas com dípteros e larvas de Lepidoptera. As larvas de *Trichoscelia* são encontradas em ninhos de Vespidae (Hymenoptera).

Drepanicinae. É uma subfamília pequena, geralmente com exemplares muito grandes, que atingem 35 mm de comprimento da asa anterior. Ocorre na Austrália, tendo dois gêneros na América do Sul, *Drepanicus* Blanchard e *Gerstaeckerella* Enderlein. Nada é conhecido sobre sua biologia. No Brasil, são conhecidas *G. gigantea* Enderlein, o maior mantispídeo conhecido, com 35 mm de comprimento da asa anterior, e *G. irrorata* Erichson (Penny & Costa 1983).

Mantispinae. É a maior dentre as três subfamílias. A classificação foi revista por Hoffman (2002). *Mantispa* Illiger, com alta diversidade, ficou restrito à Europa e Ásia. Todas as espécies do Novo Mundo tratadas no gênero foram transferidas para outros gêneros. Os mantispíneos estão representados no Brasil por sete gêneros: *Buyda* Navás, *Climaciella* Enderlein, *Dicromantispa* Gerstaecker, *Entanoneura* Enderlein, *Leptomantispa* Hoffman, *Paramantispa* Willer & Kormilev e *Zeugomantispa* Hoffman. Todas as espécies são predadoras obrigatórias de ovissaco de aranhas. Algumas espécies que ocorrem no Brasil, antes incluídas em *Mantispa*, foram caracterizadas por Carvalho & Corseiul (1995). *Climaciella* são miméticos de vespas com a porção anterior das asas escuras. As larvas alimentam-se da hemolinfa de aranhas e de seus ovos nos ovissacos. No Brasil, *Zeugomantispa minuta* (Fabricius) foi obtida a partir de ovissaco de *Parawixia bistriata* (Rengger) (Araneidae) que ocorre em plantios de eucaliptos (Berti Filho *et al.* 2002). A localização dos ovissacos pelas larvas ativas de primeiro ínstar (triungulim) pode ser realizada com diferentes estratégias. Uma, por meio da procura ao acaso por ovissacos já produzidos. Nesse caso, a larva deve penetrar para que possa atingir os ovos. A outra, por meio de foresia, em que as larvas sobem na aranha, onde se alimentam da hemolinfa. Quando a aranha constrói o ovissaco, elas passam para seu interior.

10. Berothidae. São de tamanho médio. *Lomamyia trombetensis* Penny (Fig. 33.12) é a única conhecida para o Brasil, para o Rio Trombetas, Pará (Penny 1983a). O corpo tem 7 mm e a asa anterior, 11 mm de comprimento. Adultos têm corpo e asas cobertos de cerdas. Fêmeas de algumas espécies têm escamas nas asas, pernas e tórax. As larvas de espécies norte-americanas de *Lomamyia* Banks vivem em ninhos de cupins e deles se alimentam. Os ovos são pedicelados e colocados em grupos nas cascas das árvores. As larvas passam por hipermetamorfose — as de primeiro ínstar são longas e finas, muito ativas. As de segundo e terceiro ínstar parecem lesmas, são menos ativas e vivem sedentariamente dentro dos termiteiros.

Referências bibliográficas

Adams, P.A. 1970. A review of the New World Dilaridae. **Postilla** 148: 1-30.

Aspöck, U. & M.W. Mansell 1994. A revision of the family Rhachiberothidae Tjeder, 1959, stat. n. (Neuroptera). **Systematic Entomology** 19: 181-206.

Aspöck, U.; J.D. Plant & H.L. Nemeschkal 2001. Cladistic analysis of Neuroptera and their systematic position within Neuropterida (Insecta: Holometabola: Neuropterida: Neuroptera). **Systematic Entomology** 26: 73-86.

Berti Filho, E.; I.M.P. Rinaldi & S. de Freitas 2002. *Mantispa minuta* (Neuroptera: Mantispidae) on egg sacs of the orb-weaver spider *Parawixia bistriata* (Araneidae) in forest of *Eucalyptus grandis* in Brazil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 31(2): 159-160.

Brooks, S.J. & P.C. Barnard 1990. The green lacewings of the world: a generic review (Neuroptera: Chrysopidae). **Bulletin of the British Museum of Natural History** (Entomology) 59(2): 117-286.

Carvalho, A.L. & E. Corseiul 1995. Caracterização das espécies de *Mantispa* Illiger ocorrentes no Rio Grande do Sul (Neuroptera: Mantispidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 12(4): 839-858.

Devetak, D. 1998. Detection of substrate vibration in Neuropteroidea: a review. **Acta Zoologica Fennica** 209: 87-94.

Ferreira, R.L. & D. Yanega 1999. Ecology and behavior of *Albardia furcata* larvae, with associated natural history notes (Neuroptera: Ascalaphidae). **Journal of Neuropterology** 2: 25-33.

Freitas, S. de. 2001. **O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas**. Ed. FUNEP, Jaboticabal. 60 p.

Freitas, S. de & N.D. Penny 2001. The green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) of Brazilian agro-ecosystems. **Proceedings of the California Academy of Sciences** 52(19): 245-395. 81 figures.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of Insects**. Cambridge University Press, xv = 755 p.

Henry, C.S.; N.D. Penny & P.A. Adams 1992. The neuropteroid orders of Central America (Neuroptera and Megaloptera), p. 432-458. *In*: D. Quintero & A. Aiello (eds). **Insects of Panama and Mesoamerica. Selected studies**. Oxford University Press, Oxford, New York, Tokyo. 692 p.

Hoffman, K.M. 2002. Mantispidae, p. 251-275. *In*: N.D. Penny (ed.). A Guide to the lacewings (Neuroptera) of Costa Rica. **Proceedings of the California Academy of Sciences** 53(12): 161-457. 660 figs.

Hogue, C.L. & N.D. Penny 1989. Aggregations of Amazonian owlflies (Neuroptera: Ascalaphidae: *Cordulecerus*). **Acta Amazonica** 18(1-2): 359-362.

MacLeod, *E.G.*,& P.E. Spiegler 1961. Notes on the larval habitat and developmental peculiarities of *Nallachius americanus* (McLachlan)(Neuroptera: Dilaridae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 63: 281-286.

Martins-Neto, R.G. 2000. Remarks on the neuropterofauna (Insecta, Neuroptera) from the Brazilian Cretaceus with keys for identifications of the known taxa. **Acta Geologica Hispanica** 35: 97-118.

Meinander, M. 1972. A revision of the family Coniopterygidae. **Acta Zoologica Fennica** 136: 1-357.

Meinander, M. 1983. Neuroptera from South and Central America II (Neuroptera). **Neuroptera International** 2: 179-198.

Meinander, M. 1990. The Coniopterygidae (Neuroptera, Planipennia). A check-list of the species of the world, descriptions of new species and other new data. **Acta Zoologica Fennica** 189: 1-95.

Meinander, M. & N.D. Penny 1982. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 5. Coniopterygidae. **Acta Amazonica** 12(1): 185-208.

Miller, L.A. & *E.G.*,MacLeod 1966. Ultrasonic sensitivity: a tympanal receptor in the green lacewing *Chrysopa carnea*. **Science** 154: 891-893.

Monserrat, V.J. 2002. Hemerobiidae, p. 238-251. *In*: N.D. Penny (ed.). A Guide to the lacewings (Neuroptera) of Costa Rica. **Proceedings of the California Academy of Sciences** 53(12): 161-457.

Nel, A.; X. Delclos & A. Hutin 2005. Mesozoic chrysopid-like Planipennia: a phylogenetic approach (Insecta: Neuroptera). **Annales de la Société Entomologique de France** 41: 29-69.

New, T.R. 1991. Neuroptera, p. 525-542. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielson, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J. Whitten & M.J. Littlejohn (eds). **The Insects of Australia. A textbook for students and research workers.** CSIRO, Melbourne University Press, 2nd edition, 2 vols, 1137 p.

Oswald, J.D. 1993. Revision and cladistic analysis of the world genera of the family Hemerobiidae (Insecta: Neuroptera). **Journal of the New York Entomological Society** 101(2): 143-299.

Oswald, J.D. 1994. Two new South American species of the genus *Kempynus* Navás (Neuroptera: Osmylidae: Kempyninae). **Procedings of the Entomological Society of Washington** 96(2): 367-372.

Oswald, J.D. 2003. Bibliography of the Neuropterida. <http:// entowww.tamu.edu/ research/neuropterida/neur_bibliography/ bibhome.html>. Acesso: 11/dez/2006.

Parfin, S.I. & A.B. Gurney 1956. The spongilla-flies, with special reference to those of the Western Hemisphere (Sisyridae, Neuroptera). **Proceedings of the United States National Museum** 105:421-529.

Penny, N.D. 1977. Lista de Megaloptera, Neuroptera e Raphidioptera do México, América Central, Ilhas Caraibas e América do Sul. **Acta Amazonica** 7(4): 1-61

Penny, N.D. 1981a. Review of the generic level classification of New World Ascalaphidae (Neuroptera). **Acta Amazonica** 11(2): 391-406.

Penny, N.D. 1981b. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 3. Ascalaphidae. **Acta Amazonica** 11(3): 605-651.

Penny, N.D. 1981c. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 2. Dilaridae. **Acta Amazonica** 11(2): 383-390.

Penny, N.D. 1981d. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 1. Sisyridae. **Acta Amazonica** 11(1): 157-169.

Penny, N.D. 1982. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 6. Mantispidae. **Acta Amazonica** 12(2): 415-453.

Penny, N.D. 1983a. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 8. Berothidae. **Acta Amazonica** 13: 689-695.

Penny, N.D. 1983b. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 9. Albardiinae. **Acta Amazonica** 13: 697-699.

Penny, N.D. 1996. A remarkable new genus and species of Ithonidae from Honduras (Neuroptera). **Journal of the Kansas Entomological Society** 69(1): 81-86.

Penny, N.D. & C.A. da Costa 1983. Mantispídeos do Brasil (Neuroptera: Mantispidae). **ActaAmazonica** 13(3-4): 601-687.

Penny, N.D. & V.J. Monserrat 1983. Neuroptera of the Amazon Basin: Hemerobiidae. **Acta Amazonica** 13(5-6): 879-909.

Stange, L.A. 1989. Review of the New World Dimarini with the description of a new genus from Peru (Neuroptera: Myrmeleontidae). **Florida Entomologist** 72: 21- 46.

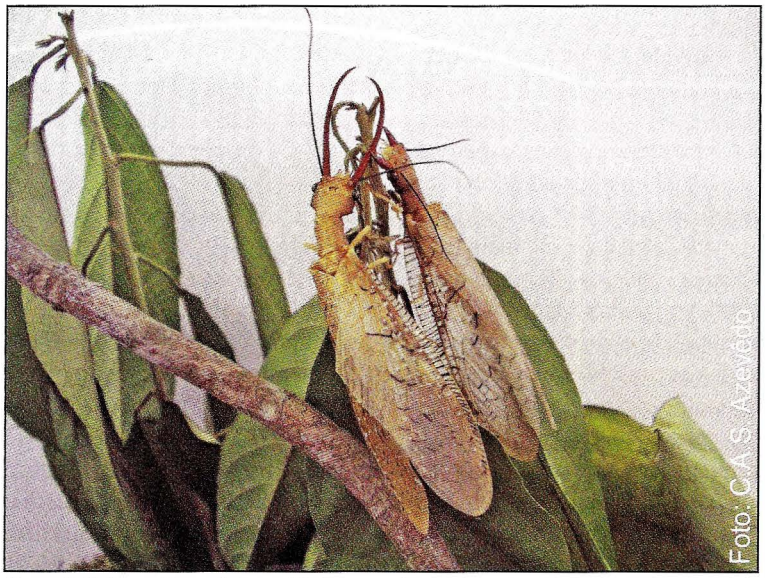
Stange, L.A. 2004. A Systematic catalog, bibliography and classification of the world antlions (Insecta: Neuroptera: Myrmeleontidae). **Memoirs of the American Entomological Institute** 74: 1-565.

Winterton, S.L. & S.J. Brooks 2002. Phylogeny of the Apochrysine green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae: Apochrysinae). **Annals of the Entomological Society of America** 95(1): 16-28.

Capítulo 34

MEGALOPTERA

Neusa Hamada
Carlos A. S. Azevêdo



Corydalidae: *Corydalus affinis*, casal

Corydalidae: *Chloronia* sp.

MEGALOPTERA Latreille, 1802

Neusa Hamada
Carlos A. S. Azevêdo

Megaloptera: do grego *megalo* = grande, *pteron* = asa. Refere-se ao tamanho grande das asas.

Diagnose. Insetos holometábolos, terrestres, exceto na fase larval, quando são aquáticos. Variam de 10 a 90 mm de comprimento. Antena multiarticulada, geralmente moniliforme ou filiforme. Adultos podem ter dimorfismo sexual, o macho com mandíbula longa e mais forte do que a fêmea, esclerosada, geralmente com quatro dentes. Palpo maxilar com quatro a cinco artículos e palpo labial com três a quatro. Olhos compostos presentes, ocelos presentes em Corydalidae e ausentes em Sialidae. Tórax desenvolvido, com pronoto grande, subretangular. Meso e metatórax semelhantes entre si. Dois pares de asas membranosas, grandes, repousam em forma de telhado sobre o abdômen. Asa posterior com região anal expandida e dobrável. Pernas bem desenvolvidas; tarsos pentâmeros, com duas garras apicais. Pulvilos ausentes em Corydalidae e Sialidae, entretanto, nesta última o quarto tarsômero funciona como pulvilo.

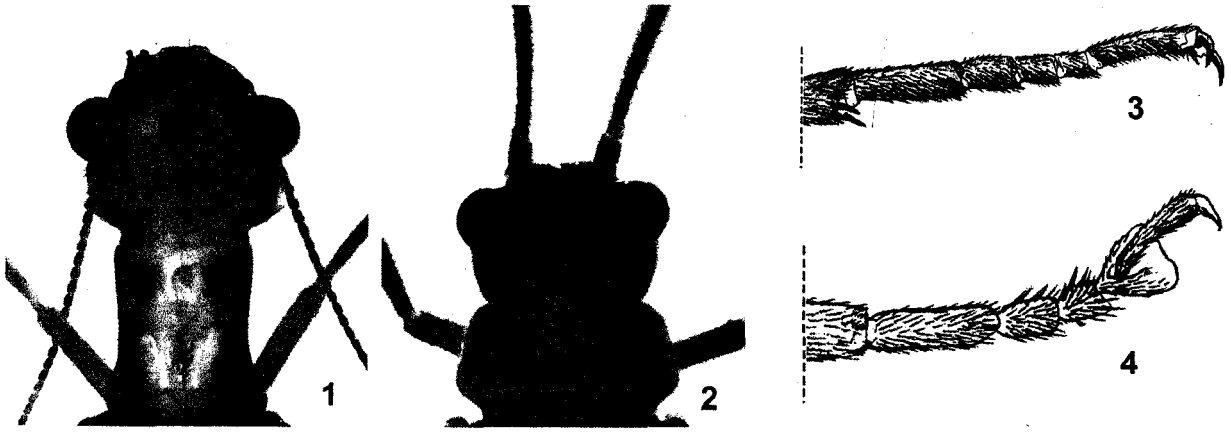
Introdução. Os megalópteros não têm nome popular no Brasil. São cosmopolitas e pouco conhecidos. Têm 348 espécies descritas no mundo, sendo 19 registradas no Brasil (Contreras-Ramos 2011) (Tab. 34.1). No Brasil, o número de espécies deve, no mínimo, duplicar. Essa fauna ainda é pouco conhecida, especialmente no Nordeste e Centro-Oeste brasileiros.

Os poucos registros fossilíferos de adultos são das famílias extintas Parasialidae, o mais antigo, do Permiano Superior da Rússia, e Euchauliodidae, do Triássico da África do Sul (Riek 1974; Grimaldi & Engel 2005).

Megaloptera é composta por duas famílias recentes, Corydalidae e Sialidae, que são diferenciadas facilmente pelo tamanho. Espécimes da primeira são maiores, variando entre 25 a 90 mm de comprimento, da segunda, entre 10 e 25 mm. O gênero com maior número de espécies na região Neotropical é *Corydalus* Latreille, com 34 espécies (Contreras-Ramos 2002). Algumas possuem dimorfismo sexual, o macho com mandíbulas muito mais longas do que a fêmea.

Informações sobre a ordem podem ser encontradas em Contreras-Ramos (1997) e SWCSMH (2006).

Morfologia (adultos). Cabeça prognata. Olho posicionado lateralmente, protuberante. Ocelos presentes em Corydalidae (Fig. 34.1) e ausentes em Sialidae (Fig. 34.2). Antena longa, moniliforme, filiforme, serreada ou pectinada. Mandíbula bem



Figuras 34.1-4. Megaloptera. **1**, cabeça de *Chloronia hieroglyphica* Rambur, Corydalidae; **2**, cabeça de *Protosialis flammata* Penny, Sialidae; **3**, tarso de *Corydalus nubilus* Erichson, Corydalidae; **4**, tarso de *P. flammata*.

Tabela 34.1. Lista e distribuição das espécies de Megaloptera registradas para o Brasil.

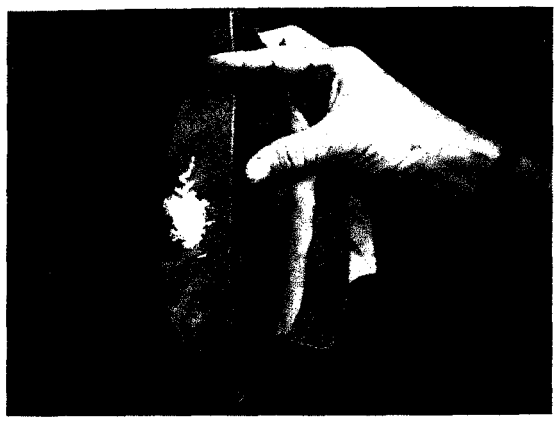
Famílias / espécies	Registros/Brasil
Corydalidae	
Corydalus affinis Burmeister	RR, AP, AM, PA, AC, RO, MT, SP
C. amazonas Contreras-Ramos	AM, RO
C. arpi Navás	RO
C. australis Contreras-Ramos	MG, SC, RS
C. batesii MacLachlan	AM, PA, RO
C. cephalotes Rambur	RJ
C. diasi Navás	GO, BA, SP, RS
C. hecate MacLachlan	ES, MG, SP
C. ignotus Contreras-Ramos	AM
C. nubilus Erichson	RR, AM, PA
C. tridentatus Stitz	ES, PR, RS
C. corripiens (Walker)	ES até SC
C. hieroglyphica (Rambur)	AM, PA
C. pennyi Contreras-Ramos	MG, PR
C. plaumanni Penny & Flint	SC, RS
Sialidae	
Protosialis brasiliensis Navás	SP
P. flammata Penny	AM
P. nubila Navás	MT
P. hauseri Contreras, Fiorentin & Urakami	RS

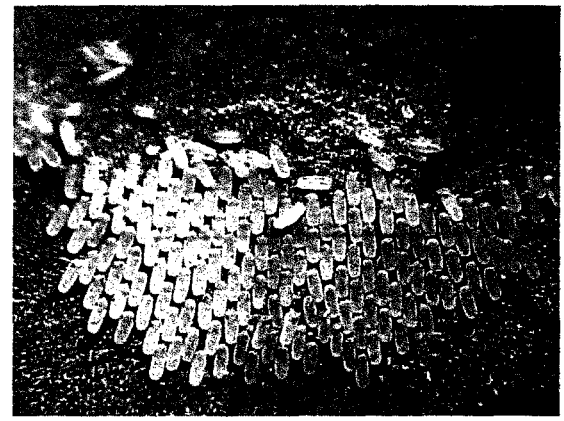
Abreviações: AC= Acre; AM= Amazonas; AP= Amapá; BA= Bahia; ES= Espírito Santo; GO= Goiás; MG= Minas Gerais; MT= Mato Grosso; PA= Pará; RR= Roraima; SC= Santa Catarina; SP= São Paulo. Fonte: Contreras-Ramos (1998, 1999, 2000, 2002, 2011); Contreras-Ramos *et al.* (2005); Azevêdo & Hamada (2007).

desenvolvida, especialmente nos machos de algumas espécies de Corydalidae. Palpo maxilar com quatro a cinco artículos e palpo labial com três a quatro. Placa gular exposta. Tórax com segmentos, bem desenvolvidos. Pronoto grande. Meso e metatórax com formato similar. Pernas bem desenvolvidas, com coxas média e posterior grandes. Tarsos pentâmeros, terminando em duas garras simples (Figs. 34.3-4). Pulvilos ausentes em Corydalidae. Sialidae com o quarto tarsômero expandido ventral e lateralmente (Fig. 34.4), funcionando como pulvilo. Dois pares de asas membranosas repousam sobre o abdômen e se estendem muito além da extremidade do corpo (Figs. 34.9, 11). Asa posterior com região anal expandida e dobrável. Abdômen mole, flexível, alongado, com dez segmentos, o último com um par de cercos simples. Espiráculos presentes nos segmentos I a VIII. Machos de Corydalidae com dois pares de bolsas de feromônio localizadas lateralmente, nos segmentos abdominais VII e VIII. Fêmeas sem ovipositor.

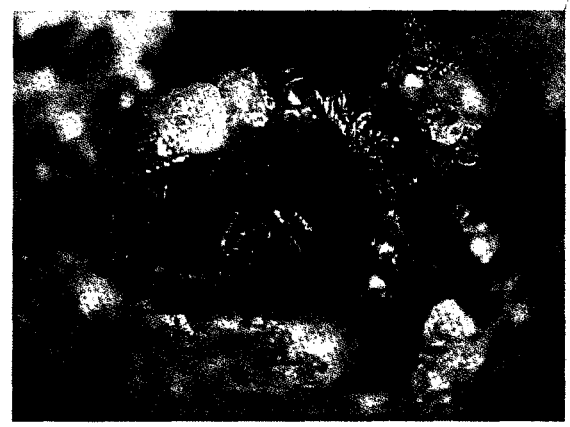
Imaturos. Os ovos de Corydalidae são recobertos por secreção de coloração branca (Fig. 34.5), que escurece próximo a eclosão. Posturas de *Corydalus* têm forma oval, entre 850 e 2.500 ovos, dispostos de forma compacta, em três camadas, e a de *Chloronia hieroglyphica* Rambur, de forma arredondada, entre 320 e 850 ovos, dispostos de forma compacta, em uma camada (Azevêdo 2003). A postura de *Protosialis flammata* Penny não tem formato definido, os ovos são colocados espaçadamente (Fig. 34.6), em conjuntos de 200 a 500 ovos (Azevêdo 2003). A larva de Megaloptera é alongada e achatada, com cabeça prognata, quadrangular e peças bucais bem desenvolvidas. Antena relativamente bem desenvolvida, com cinco artículos em Corydalidae e quatro em Sialidae, do mesmo tamanho da maxila. Órgãos visuais constituídos por estemas separados. Pernas com tarsos longos, não articulados, terminando em duas garras. Larva de Corydalidae com oito pares de filamentos abdominais laterais e um par de falsas pernas anais, cada uma com dois ganchos no ápice do abdômen (Fig. 34.10). Larva de Sialidae com sete pares de filamentos abdominais laterais e um filamento longo no ápice do abdômen (Fig. 34.12). Pupas, exaratas e ativas, usam as mandíbulas para se defenderem e as pernas para se movimentarem (Figs. 34.7-8). Cabeça similar à da larva, mas com antena e olhos compostos desenvolvidos.

Biologia. A maioria dos adultos de Corydalidae é noturna e algumas espécies são atraídas pela luz. Espécies diurnas são encontradas descansando ou voando próximo ao criadouro das larvas. Todos os estágios, com exceção do larval, são terrestres. As larvas são predadoras de organismos aquáticos e desenvolvem-se em riachos, rios, cursos d'água temporários ou lagos. Estudos sobre imaturos estão quase que totalmente restritos à região Neártica. Informações biológicas sobre imaturos na Amazônia Central foram obtidas por Azevêdo (2003) e Azevêdo & Hamada (2006, 2007). Os ovos são colocados sobre folhas, troncos de árvores, galhos, pontes, rochas etc., acima da lâmina d'água. Locais propícios para a oviposição são frequentemente utilizados por várias fêmeas, formando, às vezes, uma grande massa de ovos. As larvas, assim que nascem, vão em busca de água. Larvas de Corydalidae vivem em grande variedade de hábitats, desde cursos d'água de primeira ordem, até o leito seco de cursos d'água temporários, mas geralmente estão associadas com área de forte correnteza ou turbulência. Na região temperada, passam por dez a doze ínstares larvais, em um período que varia entre dois e cinco anos (Evans & Neunzig 1996). Larvas de Sialidae em regiões temperadas podem passar por até dez ínstares larvais que se desenvolvem no período de um a dois anos (Evans & Neunzig 1996). Larvas de último ínstar constroem uma câmara com 1 a 10 cm de profundidade no solo ou serapilheira adjacente ao corpo d'água em que se desenvolveu. O período de pré-pupa para espécimes de *Corydalus* e de *Chloronia hieroglyphica* é em média de sete dias; para *Protosialis flammata*, cinco dias (Azevêdo 2003). Azevêdo (2003) reporta que o período de pupa para espécimes de *Corydalus* é em torno de 13 dias; para *C. hieroglyphica*, de 10 dias; e para *P. flammata*, de cinco dias. Larvas de diferentes tamanhos e adultos foram coletados na região amazônica ao longo do ano em uma mesma área, indicando que as espécies são multivoltinas (Azevêdo 2003). Os adultos têm vida curta e alimentam-se de líquidos; não ingerem substâncias sólidas pelo fato de o intestino ser atrofiado (Contreras-Ramos 1998). Adultos de Sialidae utilizam sinais acústicos (vibrações abdominais


5


6

7


8

Figuras 34.5-8. Megaloptera. **5**, postura de *Corydalus* sp., Corydalidae; **6**, postura de *P. flammata*; **7**, pupa de *Corydalus*; **8**, pupa de *P. flammata*.

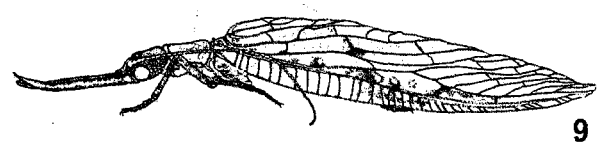
ou batimentos) durante a corte e o acasalamento (New & Theischinger 1993). Corydalidae utiliza feromônio para a corte e o acasalamento. O odor do feromônio pode ser facilmente detectado quando adultos são preservados em álcool.

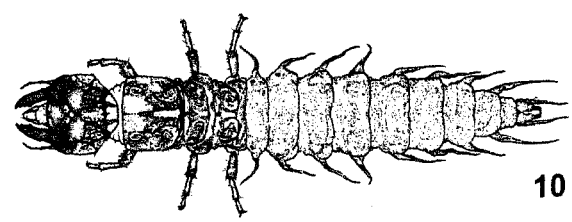
Classificação. Foi adotada aqui a classificação de Glorioso (1981), New & Theischinger (1993) e Evans & Neunzig (1996), pelo fato de serem trabalhos recentes, amplamente aceitos pela comunidade científica. Segue a classificação das famílias recentes, com número de espécies conhecidas para o Brasil entre parênteses.

1. Corydalidae (15)
2. Sialidae (4)

Relações Filogenéticas. Contreras-Ramos (2004), realizando uma análise cladística, incluindo Sialidae e as duas subfamílias de Corydalidae, observou que Chauliodinae pode ser mais relacionada a Sialidae do que a Corydalinae. Esse mesmo autor, no entanto, sugere manter a classificação atual até que essa hipótese seja corroborada por estudos quem contemplem outras ferramentas não tradicionais, como marcadores moleculares.

Importância. Os ovos servem de alimento a outros animais, principalmente aos anfíbios. Associação entre larvas de Megaloptera e outros organismos, tais como larvas e ovos de Elmidae (Coleoptera), larvas e pupas de Hydroptilidae (Trichoptera), larvas de Chironomidae (Diptera) foram observadas em diversas regiões do mundo (De La Rosa 1992; Azevêdo 2003; Roque *et al.* 2004). As larvas de Megaloptera são predadoras e importantes componentes na cadeia alimentar em ecossistemas aquáticos. Adultos servem de alimento a pássaros, morcegos e peixes (Contreras-Ramos 1998). Assim como outros organismos aquáticos, algumas espécies têm potencial para serem utilizadas como indicadoras de qualidade de água.

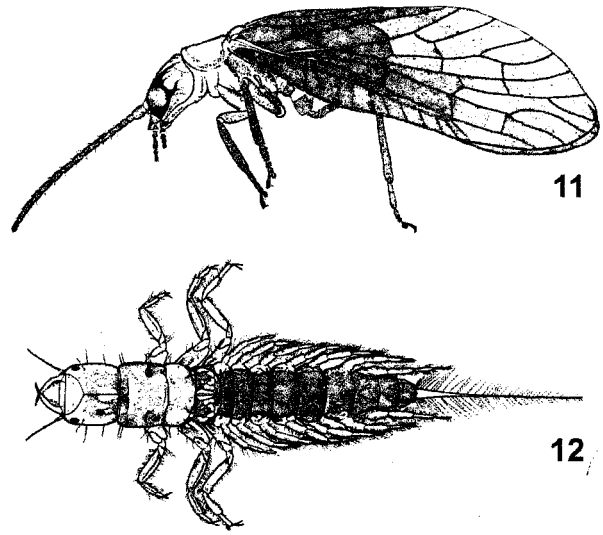

9


10

Figuras 34.9-10. Corydalidae, *Corydalus nubilus* Erichson. **9**, adulto; **10**, larva.

Coleta e fixação. Os adultos são coletados com rede entomológica (puçá), com armadilha luminosa e armadilhas de interceptação de voo, tipo Malaise e suspensa, quando colocadas sob ou próximas a cursos d'água. Adultos podem ser preservados a seco, montados em alfinetes entomológicos ou acondicionados em envelopes, mantas ou, ainda, preservados em álcool etílico a 80%.

As posturas de Megaloptera podem ser coletadas em ambiente terrestre, próximo dos cursos d'água, sobre folhas, tronco de árvores, pedras ou sob pontes e bueiros, e devem ser fixadas em álcool etílico 80%. As larvas são coletadas com equipamentos de coleta aquática, como rede entomológica aquática (rapiché), peneira, coletor Surber ou catação manual, examinando diversos micro-hábitats. Larvas e pupas devem ser fixadas em álcool etílico a 80%. Nas larvas, pode ser injetada uma solução de álcool ácido (9 partes de álcool etílico a 80% e uma parte de ácido acético glacial) na região abdominal. Essa solução auxilia na preservação da cor e na manutenção da flexibilidade, facilitando estudos morfológicos e taxonômicos (Azevêdo 2003).



Figuras 34.11-12. Sialidae, *Protosialis flammata* Penny. **11**, adulto; **12**, larva.

Chave para identificação de adultos e larvas

1. Adultos: três ocelos presentes (Fig. 34.1); quarto tarsômero simples (Fig. 34.3); comprimento de 25-75 mm. Larvas: abdômen com oito pares de filamentos branquiais laterais; dois pares de falsas pernas anais no último segmento, cada uma com duas garras (Fig. 34.10) ..... **1. Corydalidae**

— Adultos: ocelos ausentes (Fig. 34.2); quarto tarsômero dilatado e bilobado (Fig. 34.4); menos de 25 mm de comprimento. Larvas: abdômen com sete pares de filamentos branquiais laterais; segmento abdominal com filamento terminal longo (Fig. 34.12) ..... **2. Sialidae**

1. Corydalidae. Composta por duas subfamílias: Chauliodinae e Corydalinae. Na região Neotropical, Chauliodinae têm quatro gêneros—*Archichauliodes* Weele, *Nothochauliodes* Flint, *Protochauliodes* Van der Weele e *Neohermes* Banks—, sendo que os três primeiros ocorrem no Chile e o último, no México. No Brasil, larvas dessa subfamília foram registradas recentemente para o estado de São Paulo (Azevêdo & Hamada 2008). Corydalinae tem três gêneros: *Chloronia* Banks, distribuído do norte do México ao sul do Brasil; *Corydalus*, do sul do Canadá ao norte da Argentina, com exceção das ilhas do Caribe; e *Platyneuromus* Van der Weele, do nordeste do México até o norte do Panamá (Glorioso & Flint 1984). No Brasil, *Corydalus* é o mais abundante, com onze espécies descritas, seguido de *Chloronia*, com quatro. As espécies neotropicais de *Corydalus* foram revisadas por Contreras-Ramos (1998). Chave para espécies de *Chloronia* do Brasil foram apresentadas em Contreras-Ramos (2000) e chave para identificar larvas de último estádio de espécies e morfotipos de Corydalidae da Amazônia Central, em Azevêdo (2003).

2. Sialidae. Pouco é conhecido sobre as espécies na região Neotropical. Penny (1981) listou oito espécies em *Protosialis* para essa região, das quais três ocorrem no Brasil. Recentemente mais uma espécie foi descrita para o Brasil (Contreras-Ramos *et al.* 2005), aumentando para quatro o número de espécies brasileiras. No Novo Mundo, espécies de Sialidae estão incluídas em *Sialis* Latreille e *Protosialis*. A presença do ramo posterior da veia Rs bifurcada, a margem estreita da veia costal, as veias transversais anguladas e o padrão alaranjado no tórax, abdômen e cabeça são caracteres válidos para distinguir os dois gêneros. Não há chaves de identificação para espécies no Brasil.

Agradecimentos. Ao Dr. A. Contreras-Ramos, pelo fornecimento de bibliografias. À Deyse C.Q. Silva pelos desenhos.

Referências bibliográficas

Azevêdo, C.A.S. 2003. **Taxonomia e bionomia de imaturos de Megaloptera (Insecta) na Amazônia Central, Brasil.** Dissertação de mestrado, INPA/UFAM, xxiv + 159 p.

Azevêdo, C.A. & N. Hamada 2006. Description of last-instar larva of *Corydalus nubilus* Erichson, 1848 (Megaloptera: Corydalidae) and notes on its bionomics. **Zootaxa** 1177: 57-68.

Azevêdo, C.A. & N. Hamada 2007. Description of the larvae of *Corydalus batesii* MacLachlan and *C. ignotus* Contreras-Ramos (Megaloptera: Corydalidae) with notes on life history and behavior **Zootaxa** 1631: 33-45.

Azevêdo, C.A. & N. Hamada 2008. Megaloptera. *In:* Guia on-line: **Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do Estado de São Paulo**. C.G. Froehlich (org.). Disponível em: http://sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/guiaonline.

Contreras-Ramos, A. 1997. **Megaloptera. Alderflies, dobsonflies, fishflies.** Version 14 October 1997. http://tolweb.org/Megaloptera/8218 . Acesso: 17/jul/2006.

Contreras-Ramos, A. 1998. **Systematics of the Dobsonfly Genus *Corydalus* (Megaloptera: Corydalidae).** Thomas Say Publications in Entomology: Monographs. Entomological Society of America, USA, 360 p.

Contreras-Ramos, A. 1999. List of species of Neotropical Megaloptera (Neuropterida). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 101(2): 274-284.

Contreras-Ramos, A. 2000. A new species of *Chloronia* Banks (Megaloptera: Corydalidae) from Southeastern Brazil, with a key to the species of Brazil. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 102: 919-923.

Contreras-Ramos, A. 2002. Six new species of Dobsonflies from Venezuela (Megaloptera: Corydalidae: Corydalinae). **Aquatic Insects** 24(1): 55-75.

Contreras-Ramos, A. 2004. Is the family Corydalidae (Neuropterida, Megaloptera) a monophylum? **Denisia** 13: 134-140.

Contreras-Ramos, A. 2011. Phylogenetic review of dobsonflies of the subfamily Corydalinae and the genus *Corydalus* Latreille (Megaloptera: Corydalus). **Zootaxa** 2862: 1-38.

Contreras-Ramos, A; G.L. Fiorentin & Y. Urakami 2005. A new species of alderfly (Megaloptera: Sialidae) from Rio Grande do Sul, Brazil. **Amazoniana** (3/4): 267-272.

De La Rosa, C.L. 1992. Phoretic associations of Chironomidae (Diptera) on Corydalidae (Megaloptera) in northwestern Costa Rican streams. **Journal of the North American Benthological Society** 11: 316-323.

Evans, E.D. & H.H. Neunzig 1996. Megaloptera and Aquatic Neuroptera, p. 298-308. *In* R.W. Merritt & K.W. Cummins (eds). **An Introduction to the Aquatic Insects of North America,** Kendall/Hurt Publishing Company, Dubuque, Iowa, 862 p.

Glorioso, M.J. 1981. Systematics of the dobsonfly subfamily Corydalinae (Megaloptera: Corydalidae). **Systematic Entomology** 6: 253-290.

Glorioso, M.J. & O.S. Flint 1984. A review of the Genus *Platyneuromus* (Insecta: Neuroptera: Corydalidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 97: 601-614.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects.** Cambridge University Press, xv + 755 p.

New, T.R. & G. Theischinger 1993. Megaloptera (Alderflies, Dobsonflies). **Handbuch der Zoologie 4** (Part 33). Walter de Gruyter, Berlin. 97 p.

Penny, N.D. 1981. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 4. Sialidae. **Acta Amazonica** 11: 843-846.

Riek, E.F. 1974. Upper Triassic insects from the Molteno Formation, South Africa. Palaeontologica Africana 17: 19-31.

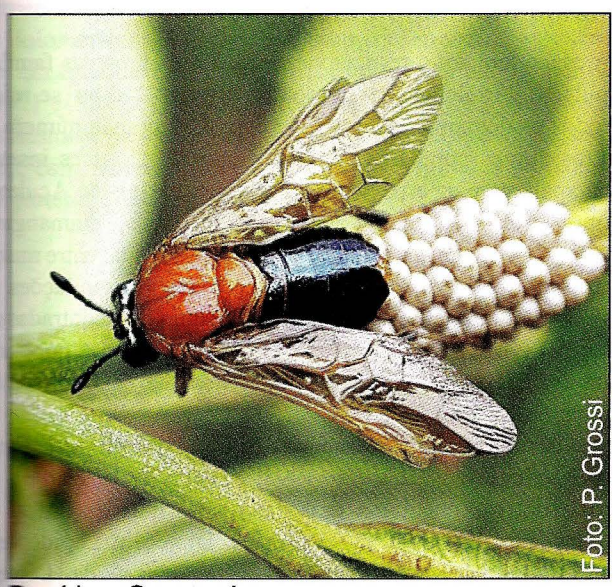
Roque, F.O.; S. Trivinho-Strixino; M. Jancso & E.N. Fragoso 2004. Records of Chironomidae larvae living on other aquatic animals in Brazil. **Biota Neotropica** 4: 1-8.

SWCSMH 2006. Order Megaloptera (alderflies, dobsonflies, fishflies). Version April 03, 2006. <http://lakes.chebucto.org/zoobenth/benthos/x.html>. Acesso: 17/jul/2006.

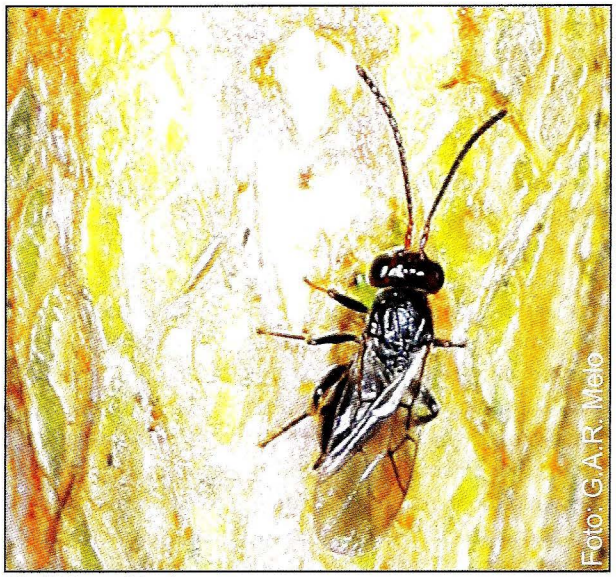
Capítulo 35

HYMENOPTERA

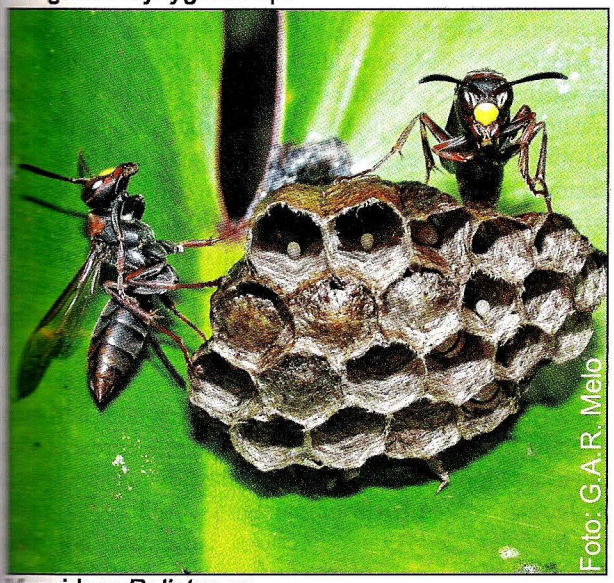
Gabriel A. R. Melo
Alexandre P. Aguiar
Bolívar R. Garcete-Barrett



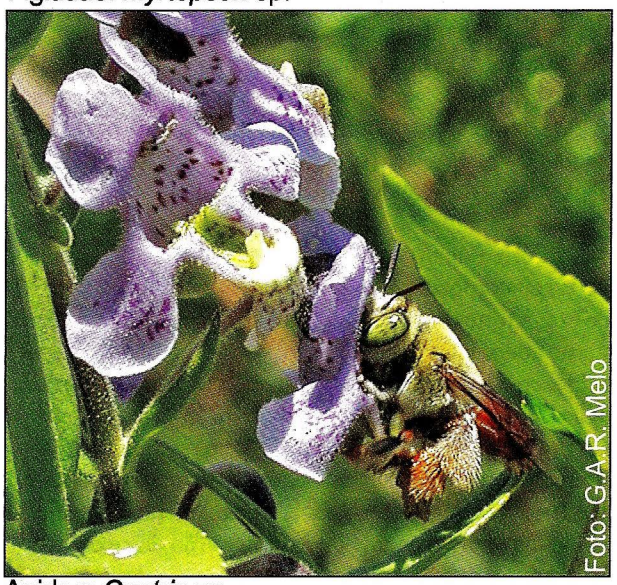
Pergidae: *Sysygonia* sp.



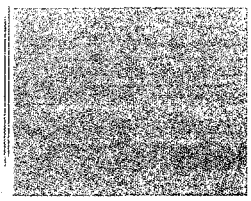
Figitidae: *Myrtopsen* sp.



Vespidae: *Polistes* sp.



Apidae: *Centris* sp.



HYMENOPTERA Linnaeus, 1758

Gabriel A. R. Melo
Alexandre P. Aguiar
Bolivar R. Garcete-Barrett

Hymenoptera: do grego *hymen, hymenos* = membrana; *pteron* = asa. Refere-se às asas membranosas presentes nos membros da ordem.

Diagnose. Holometábolos terrestres, com tamanho do corpo variando de 0,14 mm a cerca de 7 cm (a que se adiciona o comprimento do ovipositor em fêmeas, muito longo especialmente em alguns Ichneumonoidea). Mandíbulas bem desenvolvidas, do tipo mastigador; maxilas e lábio formando um aparato lambedor; palpos livres e multiarticulados. Antenas quase sempre filiformes, relativamente curtas, raramente ultrapassando o comprimento do corpo. Olhos compostos e ocelos quase sempre presentes (ausentes em formas ápteras de hábitos hipogéicos). Pernas delgadas, do tipo cursorial; esporão tibial e basitarso da perna protorácica modificados em aparato para limpeza das antenas. Mesotórax mais desenvolvido que outros segmentos torácicos; tégula presente, recobrindo a base das asas; base do fêmur com trocantelo. Formas aladas com dois pares de asas membranosas; asas metatorácicas menores e acopladas durante o voo às mesotorácicas por um conjunto de ganchos (hâmulos); venação alar relativamente reduzida, veias em geral simples, não ramificadas; pterostigma presente, frequentemente bem desenvolvido; formas pequenas com venação muito reduzida, vestigial; pilosidade recobrindo membrana alar reduzida. Tergo abdominal I sempre fundido ao metaposnoto; cerca de 90% das espécies da ordem (Apocrita) com tergo I incorporado ao tórax funcional, formando o propódeo e com forte constrição entre os segmentos abdominais I e II; esterno abdominal I ausente. Ovipositor funcional do tipo ortopteroide, com os gonocoxitos e gonapófises dos segmentos abdominais VIII e IX bem desenvolvidos. Gonobase da genitália masculina em forma de anel. Cercos reduzidos, com apenas um artículo, ou ausentes. Estemas, quando presente (em larvas fitófagas dos grupos basais), formado por um único estema. Sistema haplo-diploide de determinação do sexo, com fêmeas diploides e machos haploides.

Introdução. Os himenópteros são conhecidos popularmente como vespas, abelhas e formigas — 'abelha' e 'formiga' correspondem aqui, respectivamente, a membros das famílias Apidae e Formicidae, ao passo que o termo 'vespa' se refere a todos os demais membros da ordem. Um grande número de outros nomes populares também é aplicado a esses insetos, principalmente às espécies maiores e/ou sociais de Aculeata. Como exemplos, têm-se caba, marimbondo, mamangava, cavalo-do-cão, formiga-feiticeira, oncinha, saúva, entre muitos outros nomes (Lenko & Papavero 1996). Compilações de nomes populares para himenópteros podem ser encontradas em Ihering (1968) e Lenko & Papavero (1996). Nomes populares para as abelhas sociais sem ferrão podem ser encontrados em Camargo & Pedro (2007).

Com números estimados entre 110 mil a 130 mil espécies descritas (Gaston 1993; Gaston *et al.* 1996), os Hymenoptera constituem uma das quatro grandes ordens de insetos, juntamente com Coleoptera, Diptera e Lepidoptera. Sua diversidade possivelmente ultrapassa a de Diptera, ficando abaixo daquela de Coleoptera e possivelmente de Lepidoptera. Estima-se que, com novos estudos taxonômicos, principalmente da fauna das regiões tropicais, que ainda permanece pouco estudada, e das famílias contendo parasitoides muito pequenos, será encontrado um total entre 300 mil a 3 milhões de espécies viventes de Hymenoptera (Gaston *et al.* 1996). No Brasil, são conhecidas cerca de 10 mil espécies e estima-se cerca de 70 mil quando a fauna estiver bem conhecida. Toda essa diversidade acumulou-se a partir do início da era Mesozoica, mais especificamente no Triássico superior, há 230 milhões de anos, idade aproximada dos registros fósseis mais antigos conhecidos de himenópteros (Rasnitsyn 2002).

Embora os grupos mais basais sejam herbívoros, com uma biologia muito semelhante àquela apresentada por muitos lepidópteros, em que as formas jovens se alimentam de tecido vegetal, principalmente folhas, a maioria das espécies de Hymenoptera é composta por vespas parasíticas. Dentro de Hymenoptera, está incluído também um grande grupo, os Aculeata, em que a genitália externa feminina não é mais usada como ovipositor e sim como um ferrão, que injeta venenos em hospedeiros e inimigos. Os

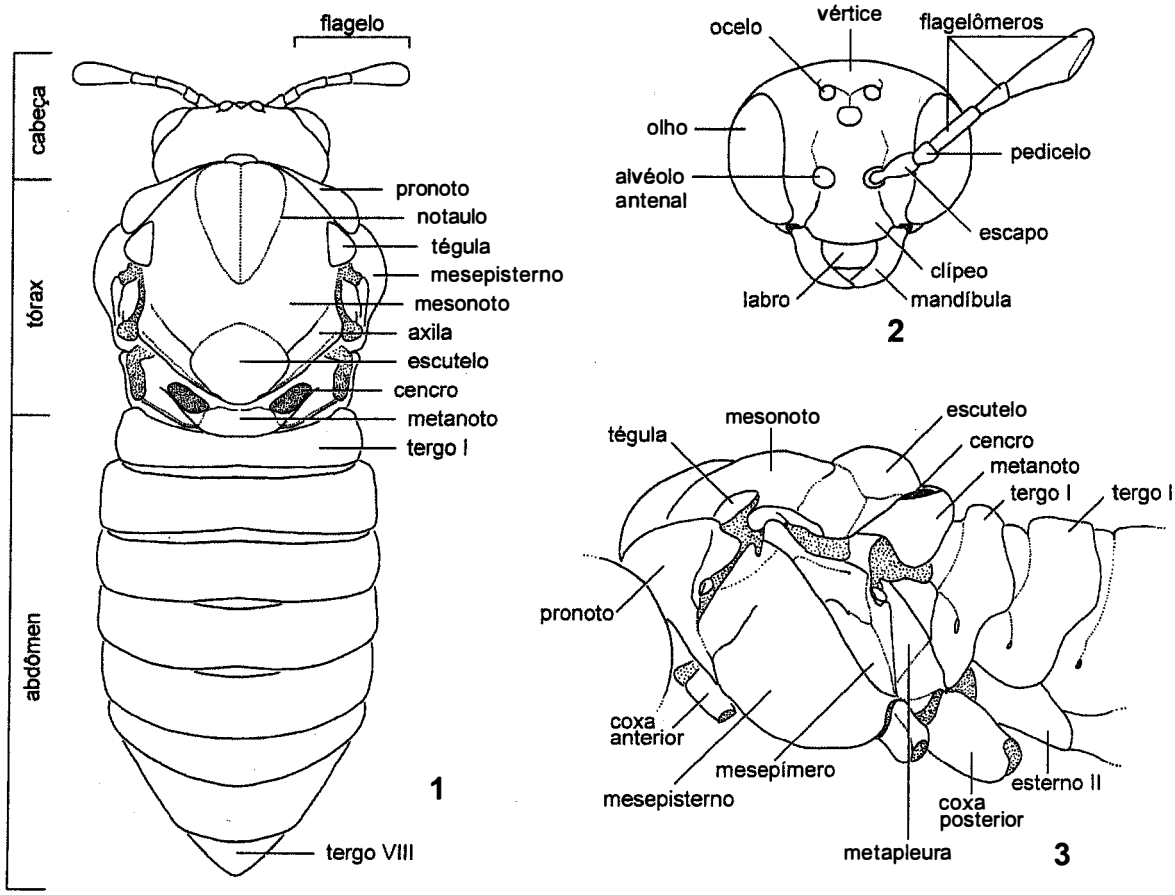
himenópteros mais conhecidos, como as formigas, abelhas e marimbondos, pertencem aos aculeados. Na região Neotropical, os Aculeata constituem elementos conspícuos da fauna, principalmente pela diversidade e abundância das formas sociais.

Os Hymenoptera apresentam uma grande diversidade morfológica e incluem os menores insetos conhecidos, como *Dicopomorpha echmepterygis* (Mymaridae), cujos machos diminutos são ápteros e medem apenas 139 µm (Mockford 1997). A grande maioria das formas adultas em Hymenoptera apresenta uma acentuada esclerosação do integumento, com os escleritos fortemente justapostos ou mesmo fundidos. Apenas em grupos basais, como os Tenthredinoidea, os imagos possuem o integumento relativamente fino e com amplas regiões membranosas entre os escleritos. Entre os insetos, apenas Coleoptera apresenta uma predominância de formas com um rígido exoesqueleto. Em termos de relações filogenéticas, os Hymenoptera têm uma posição relativamente isolada dentro de Holometabola. O grupo é claramente monofilético, sendo que um total de 18 sinapomorfias foi listado por Vilhelmsen (1997) e Sharkey (2007). Biologicamente, os Hymenoptera destacam-se pelo sistema haplo-diploide de determinação do sexo, com fêmeas diploides e machos haploides produzidos por partenogênese arrenótoca.

Uma revisão sobre o estado atual do conhecimento de Hymenopterana região Neotropical foi apresentada por Fernández & Sharkey (2006) e Hanson & Gauld (2006). Tratamento geral para os grupos maiores (famílias e subfamílias) da fauna mundial, incluindo chaves de identificação e informações gerais, pode ser encontrado em Goulet & Huber (1993). As compilações apresentadas por Fernández (2006a) revelam 23.324 espécies de himenópteros descritas para a região Neotropical. Pelos números compilados no presente capítulo, a fauna brasileira contém 9.872 espécies descritas de Hymenoptera.

Morfologia (adultos). A presente seção constitui um glossário comentado e tem como objetivo apenas introduzir termos específicos empregados nas chaves de identificação e que não se encontram explicados diretamente no texto das chaves e não são tratados no capítulo de Morfologia Externa, que deverá ser consultado para uma introdução geral. As figuras iniciais auxiliam na localização das principais estruturas, ilustradas de modo comparativo entre um Tenthredinoidea (Cimbicidae; *Pachylosticta apicalis* (Westwood) (Figs. 35.1-5) e um Apocrita (Vespidae; *Polybia sericea* (Olivier) (Figs. 35.6-10).

Estudos básicos sobre a morfologia externa de Hymenoptera foram apresentados, entre outros, por



Figuras 35.1-3. Morfologia externa de *Pachylosticta apicalis* (Westwood) (Cimbicidae), forma adulta. **1**, Corpo, vd (pernas e asas omitidas); **2**, Cabeça, vf; **3**, Tórax e base do abdômen, vl (pernas, exceto coxas, e asas omitidas).

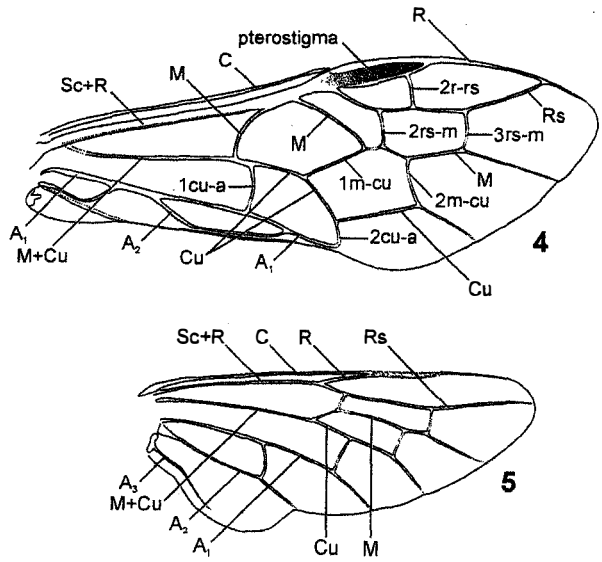
Snodgrass (1910; tórax), Duncan (1939; Vespidae), Snodgrass (1941; genitália masculina), Michener (1944; Apidae), Bigelow (1954; face), Camargo *et al.* (1967; Apidae), Urban (1967; Apidae), Smith (1970; genitália), Mason (1986; venação alar), Day (1988; Pompilidae), Ronquist & Nordlander (1989; Ibaliidae). As respectivas seções de morfologia externa em Gauld & Bolton (1988), Goulet & Huber (1993), Hanson & Gauld (1995, 2006) e Fernández & Sharkey (2006) também podem ser consultadas. Além desses, os principais estudos morfológicos comparativos mais recentes para Hymenoptera são listados por Sharkey (2007).

Os grupos mais basais de Hymenoptera exibem o padrão básico de tagmose dos insetos, com cabeça, tórax e abdômen. Mesmo nesses grupos, entretanto, o tergo abdominal I encontra-se firmemente preso ao metaposnoto e a curvatura para baixo, entre o tórax e o abdômen, dá-se entre os segmentos abdominais I e II. Nos grupos mais derivados de himenópteros (Apocrita), houve um estrangulamento entre esses dois segmentos abdominais, com a incorporação ao tórax do tergo I, que recebe o nome de propódeo. Como o tórax passa a incorporar parte do abdômen, portanto representando uma alteração no padrão básico de tagmose, Michener (1944) propôs a adoção dos termos mesossoma (tórax mais o propódeo) para o tagma médio do corpo dos Apocrita e metassoma (abdômen sem o segmento I) para o tagma posterior.

Cabeça. A região anterior ou frontal da cabeça, denominada face, contém duas grandes regiões: clípeo e fronte. A fronte constitui toda a porção da face acima do limite superior do clípeo até o vértice, incluindo a região contendo os alvéolos antenais. Em alguns grupos, como Apidae, a região entre o clípeo e os alvéolos antenais pode conter um par de linhas, denominadas suturas subantenais. A fronte, acima dos alvéolos antenais, pode apresentar escrobos antenais, formados por um sulco central ou um par de depressões alongadas, uma a cada lado da fronte, que recebem o escapo quando as antenas estão em repouso. O comprimento, largura e profundidade dos escrobos são bastante variáveis.

Os olhos compostos, cuja margem é denominada órbita, são quase sempre bem desenvolvidos; podem estar reduzidos em alguns grupos de Aculeata, como fêmeas ápteras em Tiphiidae e Bethylidae, ou completamente ausentes em operárias de alguns grupos de Formicidae. O espaço entre o olho composto e a base da mandíbula, denominado área malar, tem comprimento bastante variável, dependendo do tamanho dos olhos e do desenvolvimento do aparato bucal. Na região posterior da cabeça, é comum a presença de uma carena occipital, separando o occipício do vértice e da gena.

Algunsgrupos, como Formicidae e vários Chalcidoidea, apresentam antenas geniculadas, em que o escapo forma um ângulo de 90° ou menos com o restante da antena. Em Chalcidoidea, principalmente nas fêmeas, aplica-se uma terminologia específica para as diferentes regiões do flagelo: flagelômeros anelares, funículo e clava. Os flagelômeros anelares, ou ânulos, são artículos muito estreitos, situados entre o pedicelo e o funículo, que em geral estão presentes em fêmeas de vários grupos, em número variável de 1 a 4. O funículo contém os flagelômeros de proporções regulares, ao passo que a clava corresponde à porção apical engrossada da antena, contendo 1 a 5 flagelômeros apicais mais espessos que aqueles do funículo.



Figuras 35.4-5. Morfologia externa de *Pachylosticta apicalis* (Westwood) (Cimbicidae). **4**, Asa anterior; **5**, Asa posterior.

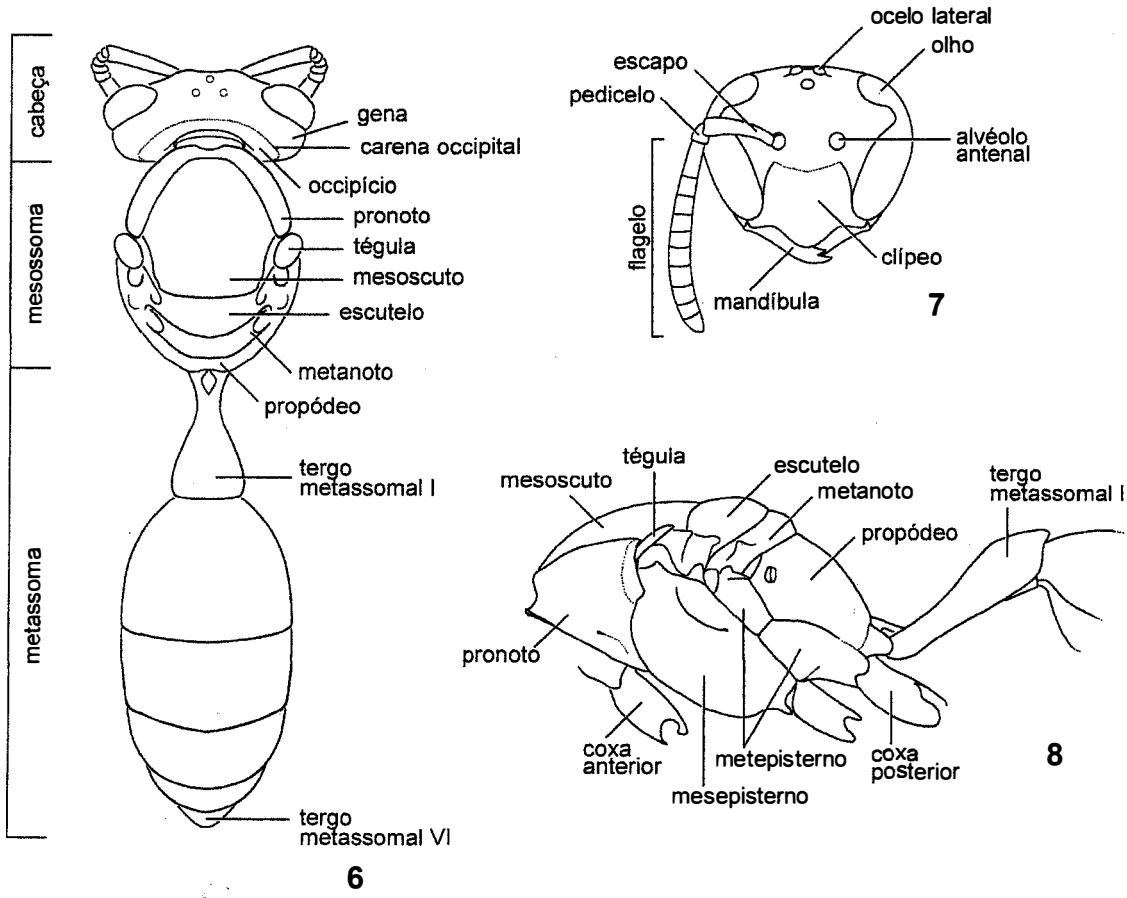
Tórax/Mesossoma. O pronoto geralmente forma um arco na região anterior do tórax e sua porção póstero-dorsal encobre a margem anterior do mesonoto. Nos grupos basais, o espiráculo mesotorácico, situado lateralmente entre o pronoto e a mesopleura, encontra-se exposto. Em Orussidae e na maioria dos Apocrita, a margem póstero-lateral do pronoto estende-se sobre o mesepisterno e forma um par de lobos pronotais que encobrem os espiráculos. Os lobos pronotais encontram-se mais desenvolvidos em Aculeata, principalmente nos Apoidea (Fig. 35.21).

Nos grupos mais basais, o mesonoto apresenta-se como uma placa única, em que a separação entre a porção anterior do esclerito e o escutelo está indicada apenas por uma linha (Fig. 35.1). Em Xiphydriidae, Orussidae e Apocrita, o mesonoto encontra-se subdividido, por uma sutura transversal, em mesoscuto, formando um esclerito anterior, e axilas + escutelo, na parte posterior (Fig. 35.22). O mesonoto (ou mesoscuto) pode ser atravessado por diferentes linhas e/ou sulcos, dentre eles os notaulos. Os notaulos podem variar desde um par de curtas linhas restritas à porção anterior do esclerito até dois sulcos bem marcados (Fig. 35.1), atravessando todo o esclerito. A base das asas em Hymenoptera encontra-se recoberta pela tégula, pequeno esclerito em forma de cúpula. Ainda na porção dorsal do tórax, o metanoto pode possuir um par de cencros, estruturas circulares ou ovais situadas na porção sublateral do esclerito (Fig. 35.1), características dos grupos basais de Hymenoptera e ausente em Apocrita.

A mesopleura em Hymenoptera praticamente coincide com o mesepisterno, sendo o mesepímero bastante reduzido, mesmo nas formas basais. Entre o pronoto e a porção ântero-lateral do mesepisterno, muitos grupos apresentam um pequeno esclerito, denominado prepecto. Em alguns grupos, como os Chalcidoidea, o prepecto encontra-se bastante desenvolvido, podendo ser facilmente observado, em vista lateral, como um esclerito triangular posicionado à frente da tégula (Fig. 35.23). Na porção látero-posterior do mesespisterno de muitos Apocrita, pode estar presente uma pequena fóvea, denominada escrobo mesepisternal (Fig. 35.21), e que aparentemente corresponde à fóvea da apófise pleural.

Diversos sulcos, linhas e carenas podem estar presentes no mesepisterno, recebendo denominações específicas, dependendo do grupo taxonômico. Em vários grupos, uma carena transversal pode estar presente ao longo da região de transição entre as superfícies anterior e lateral (e/ou ventral) do mesepisterno (abaixo do lobo pronotal), denominada carena epicnemial em Braconidae e outros grupos, ou carena omaular em Apoidea. Na porção látero-inferior do mesepisterno pode estar presente também um sulco ou carena longitudinal, denominado esternaulo, estendendo-se da carena epicnemial em direção à coxa média. Muitos Apoidea possuem um sulco oblíquo na porção lateral do mesepisterno, partindo da região abaixo da asa anterior e estendendo-se ventralmente em direção à coxa anterior, denominado sulco mesepisternal (Fig. 35.21). Outro sulco longitudinal ou oblíquo, porém direcionado para trás e atravessando o escrobo, é denominado sulco escrobal.

A terminologia aplicada à venação de Hymenoptera encontra-se ilustrada nas Figuras 35.4-5, 9-11 e 20. As veias em Hymenoptera têm sido classificadas em três categorias: (1) tubular: veia pigmentada constituída como um tubo ao longo da asa; (2) nebulosa: veia pigmentada, porém sem apresentar uma estrutura tubular; (3) espectral: veia vestigial, sem pigmentação, sendo indicada apenas por modificação da estrutura da membrana alar, tanto por um sulco ou uma cresta. As veias tubulares e nebulosas podem ser observadas tanto sob luz refletida quanto transmitida, ao passo que as veias espectrais são observadas apenas sob luz refletida. O trecho de uma veia longitudinal delimitado pela intersecção com outras veias é denominado de abcissa. Algumas modificações das veias recebem denominações específicas, como a bula, termo usado em Ichneumonidae para denominar um curto trecho despigmentado de uma veia e que corresponde à intersecção com uma dobra alar ou linha de flexão. Em Apocrita com venação alar mais desenvolvida, principalmente os Aculeata e Ichneumonoidea, algumas das células recebem nomes especiais (Fig. 35.9), como a célula marginal (também denominada radial em Ichneumonoidea) e as células submarginais (denominadas cubitais em Ichneumonoidea). Para Chalcidoidea e alguns



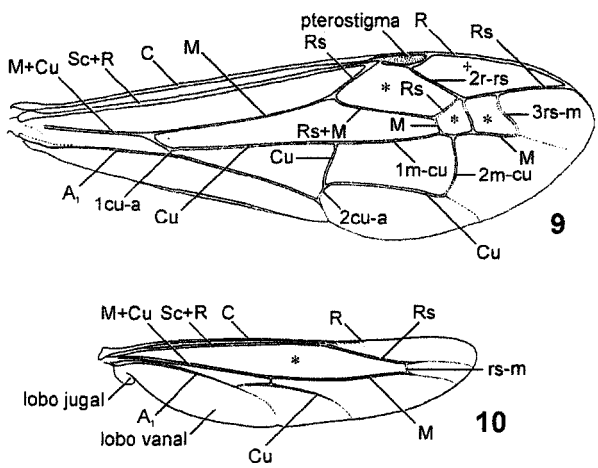
Figuras 35.6-8. Morfologia externa de *Polybia sericea* (Olivier) (Vespidae), forma adulta. **6**, Corpo, vd (pernas e asas omitidas); **7**, Cabeça, vf; **8**, Mesossoma e base do metassoma, vl (pernas, exceto coxas, e asas omitidas).

outros grupos com venação reduzida, como Platygastroidea, aplica-se uma terminologia própria para a venação alar, ilustrada na Fig. 35.11.

Uma das sinapormorfias de Hymenoptera é a presença do trocantelo, que constitui a porção basal do fêmur, separada do restante do fêmur por uma linha ou por um sulco, e que se assemelha a um segundo artículo do trocânter. Em muitos grupos de Apocrita, a indicação do trocantelo encontra-se obliterada ou foi totalmente perdida. Os grupos mais basais de Hymenoptera possuem um par de esporões no ápice de cada uma das tíbias. Na tíbia anterior, um dos esporões modificou-se para atuar como aparato de limpeza das antenas, sendo que a condição usual em Apocrita, com exceção dos Ceraphronoidea, é a presença de apenas um esporão na tíbia anterior.

Abdômen / Metassoma. Além da associação do tergo I ao metaposnoto e a perda do esterno I, podem ser citadas as seguintes características adicionais da ordem relacionada ao abdômen: a esclerosação da pleura e sua incorporação ao tergo correspondente, formando uma única placa, em que os espiráculos se encontram nas porções laterais dos tergos; os tergos encobrem parcialmente as porções laterais do esterno correspondente e parte do esterno subsequente.

Nos Apocrita, o primeiro segmento do metassoma frequentemente encontra-se modificado, formando um pecíolo entre o mesossoma e o restante do metassoma. A morfologia do pecíolo é extremamente variável, podendo ser cônico (estreito na base e expandindo-se gradualmente em direção à porção posterior), tubular, anelar (estreito e curto) ou nodular (mais largo na porção central e estreitando-se para as extremidades). Em Formicidae, o termo gáster é usado para referir-se ao restante do metassoma excluindo-se os segmentos do pecíolo (que pode envolver apenas o primeiro ou os dois primeiros segmentos metassomais). Outras modificações frequentes entre os Apocrita envolvem fusões e reduções de segmentos metassomais. Por essa razão, a contagem dos segmentos deve ser feita com muita cautela, principalmente por conta de fusões entre segmentos adjacentes, principalmente envolvendo os tergos.



Figuras 35.9-10. Morfologia externa de *Polybia sericea* (Olivier) (Vespidae). **9,** Asa anterior (cruz: célula marginal; asteriscos: células submarginais); **10,** Asa posterior (asterisco: célula radial).

Em alguns grupos, o último tergo metassomal visível pode apresentar uma região diferenciada, geralmente formando uma superfície posterior mais desenvolvida, denominada pigídio. Quando a região pigidial é delimitada por carenas ou se encontra mais elevada em relação ao restante do tergo, é denominada placa pigidial. Em alguns grupos, como Ichneumonidae, o termo hipopígio refere-se ao último esterno metassomal visível.

O ovipositor é alongado, em geral cilíndrico, e composto por uma estrutura central, formada pelas gonapófises dos segmentos VIII (porção ventral) e IX (porção dorsal), que se encontra envolvida a cada lado por uma bainha derivada do gonocoxito (porção basal; muitas vezes oculta dentro do metassoma) e gonóstilo (porção apical; em geral exposta e recoberta com cerdas curtas) do segmento IX. As gonapófises são também frequentemente referidas como valvas do ovipositor. Em vários grupos, como Stephanidae, Ichneumonoidea e Chalcidoidea, a porção externalizada do ovipositor pode ser extremamente longa, muitas vezes ultrapassando o comprimento do restante do corpo.

Imaturos. Como em outros grupos de holometábolos, as fases imaturas em Hymenoptera correspondem a ovo, larva e pupa. Informações sobre imaturos foram sintetizadas por Clausen (1940), Hagen (1964), Evans (1987) e Quicke (1997).

Ovo. Formato variando de ovoide a alongado e cilíndrico; muitas vezes provido de um pedicelo, de tamanho variável, em vários grupos parasíticos, como Chalcidoidea, Cynipoidea e Platygastroidea. Córion em geral impermeável, relativamente fino, flexível e liso, sem esculturação pronunciada. Alguns grupos de endoparasitoides possuem ovos hidrópicos, cujo córion é permeável e permite a absorção de grande quantidade de líquidos do hospedeiro. Variação do tamanho dos ovos foi estudada por Iwata (1964).

Nos grupos fitófagos basais, incluindo os xilófagos, os ovos são quase sempre postos dentro do substrato, exceto em alguns Argidae e Pergidae cujos ovos podem ser postos expostos sobre as folhas da planta hospedeira. Em Apocrita, os ovos são inseridos dentro do hospedeiro, tanto em endoparasitoides quanto em espécies fitofágas cecidogênicas, ou postos sobre o hospedeiro nos ectoparasitoides e predadores. No caso dos predadores e da maioria dos ectoparasitoides, as presas ou o hospedeiro encontram-se em condições crípticas, portanto estando ocultos de possíveis predadores ambulantes. Apenas uns poucos ectoparasitoides, como alguns Ichneumonidae que atacam aranhas e Crabronidae ectoparasitoides de Gryllidae, fazem postura em hospedeiros expostos.

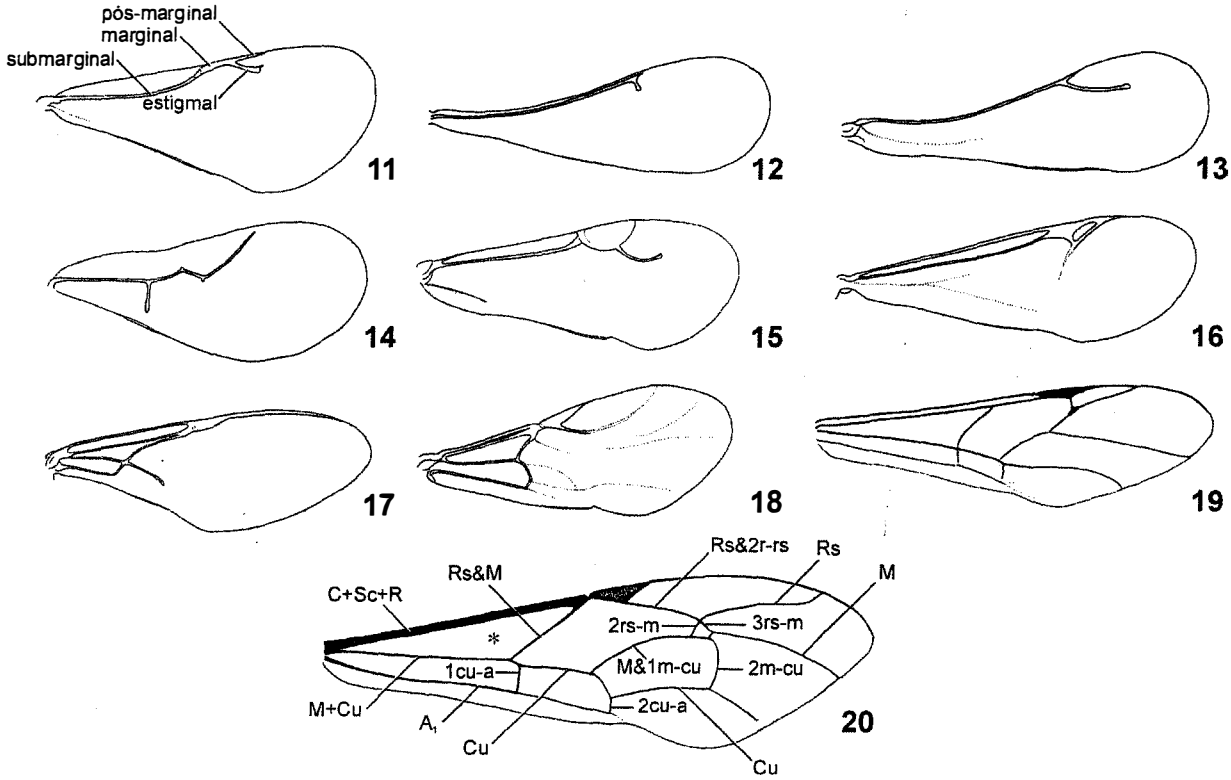
Larva. As formas larvais de Hymenoptera apresentam uma grande diversidade morfológica que reflete seus hábitos de alimentação e comportamento. As larvas passam por um número variável de mudas, podendo

chegar a oito ínstares nos grupos mais basais. Nos Apocrita, o número de ínstares, em geral, varia de três a um máximo de cinco, com casos extremos de um ínstar em alguns Chalcidoidea (Mymaridae e Trichogrammatidae). Na maior parte dos grupos, as modificações entre os diferentes ínstares são graduais, não havendo grandes transformações entre eles. Em vários grupos parasíticos, entretanto, ocorre heteromorfose, em que os primeiros ínstares larvais, principalmente o primeiro, podem diferir bastante, tanto morfológica quanto comportamentalmente, dos últimos ínstares. Informações sobre os diferentes tipos de larvas de primeiro ínstar de Apocrita parasitoides foram sumariadas por Clausen (1940) e Quicke (1997). Alguns grupos de Chalcidoidea (Eucharitidae e Perilampidae) e de Ichneumonidae possuem planídias, larvas de primeiro ínstar bastante esclerosadas e vágeis, que movem-se por meio de cerdas grossas na parte ventral do corpo.

Informações sobre as larvas maduras das diferentes famílias de Hymenoptera foram sumariadas por Evans (1987), que apresenta também chave de identificação em nível de família. Evans (1987) apresenta a seguinte diagnose para larvas maduras de Hymenoptera: (1) cápsula cefálica quase sempre completa, algumas vezes sem esclerosação e sem pigmentação, podendo raramente estar afundada no tórax; (2) mandíbulas presentes, movendo-se no plano horizontal; (3) estemas, quando presente, consistindo em um único par de lentes simples (estema); (4) lábio com fiandeiras, estas exibindo forma variável (quando protuberante, geralmente formando uma abertura transversa ou projeções pares), ou fiandeiras ausentes; (5) em geral com 10 pares de espiráculos, embora muitos grupos exibam redução no número de pares; (6) pernas torácicas presentes ou ausentes; (7) pernas abdominais presentes ou ausentes, quando presentes, desprovidas de crochês e em número de 6 a 8 pares.

Os grupos fitófagos basais apresentam larvas oligopódes ou polípodes, com estema presente e com antenas multiarticuladas, ao passo que as larvas de Orussidae e Apocrita são ápodes, desprovidas de estema e com antena, quando presente, uniarticulada, sendo que os grupos xilófagos possuem larvas com morfologia intermediária, com pernas torácicas reduzidas, pernas abdominais ausentes, desprovidas de estema e com antenas multiarticuladas.

As larvas de Apocrita também diferem daquelas dos grupos mais basais, incluindo Orussidae, por possuírem o intestino médio fechado na porção posterior, sem conexão com o intestino posterior, durante todo o período de alimentação. Apenas após o término da alimentação, em geral próximo à empupação, forma-se uma conexão entre os intestinos, permitindo com que a larva elimine o alimento não digerido e os resíduos nitrogenados. Tradicionalmente, a interrupção da conexão entre os intestinos médio e posterior nas larvas de Apocrita tem sido explicada como uma adaptação para evitar



Figuras 35.11-20. Asa anterior. **11**, *Prodecatoma* Ashmead (Eurytomidae), com indicação de terminologia para venação; **12**, *Trimorus* Foerster (Scelionidae); **13**, *Ceraphron* Jurine (Ceraphronidae); **14**, *Prosaspicera* Kieffer (Figitidae); **15**, *Aphelopus* Dalman (Dryinidae); **16**, *Exallonyx* Kieffer (Proctotrupidae); **17**, *Semaeomyia* Bradley (Evaniidae); **18**, *Amisega* Cameron (Chrysididae); **19**, *Monomachus* Klug (Monomachidae); **20**, *Pimpla* Fabricius (Ichneumonidae), com indicação de terminologia para venação (asterisco: célula radial).

a autopoluição do alimento, com as próprias fezes, surgida com a evolução do comportamento parasítico. Wharton *et al.* (2004), entretanto, propõem que a interrupção seria uma adaptação à aquisição de uma dieta predominantemente líquida pelos parasitoides, pois permitiria um aumento na eficiência da digestão e assimilação do alimento retirado do hospedeiro.

As larvas maduras de muitos grupos de Hymenoptera, previamente à empupação, confeccionam um casulo, tecido com secreções protéicas (seda) produzidas por glândulas salivares que se abrem em fiandeiras no lábio. Entre os grupos mais basais, a produção de casulos de seda está ausente em Pamphiliidae, Siricidae, Xiphydriidae e Orussidae. Entre os Apocrita, a confecção de casulo está presente na maioria dos Ichneumonoidea e nos Aculeata; em Stephanidae, Ceraphronoidea, Proctotrupoidea, Cynipoidea e Chalcidoidea, ocorre raramente ou está completamente ausente.

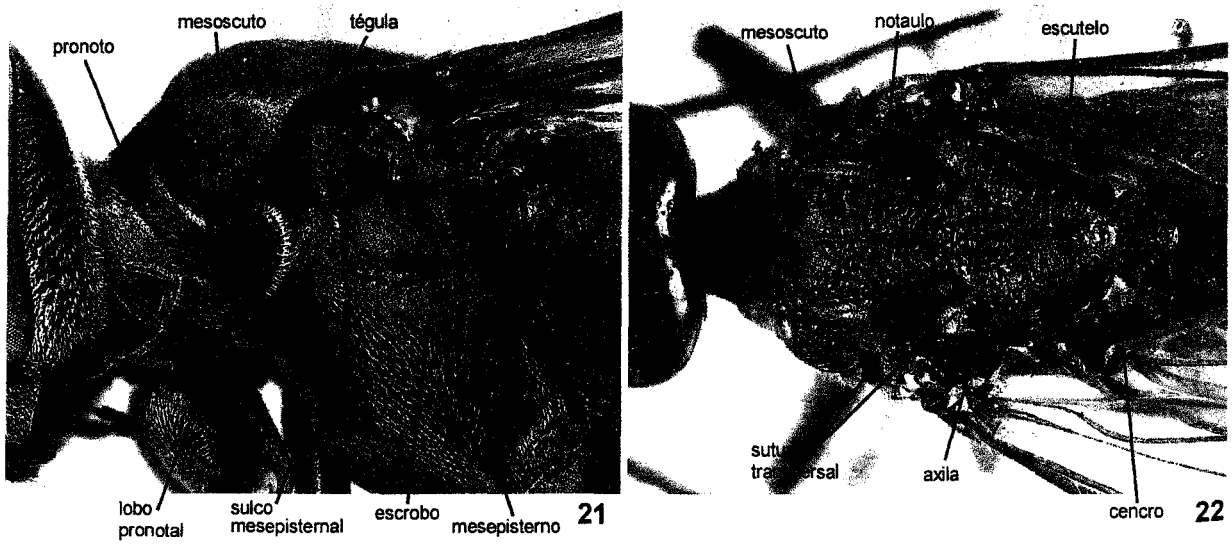
Pupa. Sempre adéctica e usualmente exarada.

Biologia. Em relação ao modo de vida e alimentação das larvas, a grande maioria dos himenópteros pode ser colocada em três grandes categorias: herbívoros, parasitoides e predadores. Aspectos gerais sobre cada um desses modos de vida foram sumariados por Gauld & Bolton (1988), Hanson & Gauld (1995, 2006) e Fernández & Sharkey (2006), que contém importantes sínteses sobre a biologia de Hymenoptera. Também podem ser consultados Waage & Greathead (1986), Evans (1987), Godfray (1993), Wagner & Raffa (1993), Hawkins & Sheenan (1994), Quicke (1997), Gordh *et al.* (1999), Austin & Dowton (2000) e Pennacchio & Strand (2006). Apesar de defasadas, as obras de Clausen (1940), Costa Lima (1960, 1962) e Malyshev (1968) permanecem como importantes fontes de informação e permitem acesso à literatura mais antiga sobre a biologia da ordem.

As larvas dos grupos mais basais de Hymenoptera, como os Tenthredinoidea, são basicamente fitófagas e alimentam-se de tecido vegetal de plantas vasculares, principalmente ramos novos e folhas de coníferas e de angiospermas. Os ovos são postos dentro do tecido da planta e, em seguida à eclosão, as larvas comumente exibem alimentação exofítica, permanecendo sobre a planta hospedeira durante todo o seu desenvolvimento. Como em muitos grupos de Lepidoptera com larvas fitófagas exofíticas, as larvas precisam consumir uma grande quantidade de tecido vegetal para completarem seu desenvolvimento, com grande produção de resíduos que são eliminados continuamente como fezes. Ao terminar o período de alimentação, as larvas maduras, em geral, descem (ou simplesmente caem) da planta hospedeira e enterram-se no solo, onde tecem casulos para empupar.

Durante o período de alimentação, as larvas podem exibir comportamento solitário, em que cada larva permanece isolada de outras da mesma espécie, ou podem comportar-se gregariamente, em que várias larvas, quase sempre da mesma idade e frequentemente derivadas da postura de uma mesma fêmea, permanecem juntas sobre a planta hospedeira, alimentando-se e movendo-se sempre em grupo. Em alguns grupos neotropicais, como em Argidae, algumas espécies exibem comportamentos mais complexos, com as fêmeas cuidando dos imaturos, tanto guardando os ovos como também as larvas jovens. Além disso, as larvas maduras de algumas dessas espécies podem permanecer agregadas e tecer casulos em grupo, formando um aglomerado sobre o tronco das árvores hospedeiras.

Entre as linhagens mais basais de himenópteros com larvas que se alimentam de tecido vegetal, estão incluídos também grupos como Siricidae e Xiphydriidae, cujas fêmeas fazem postura dentro da madeira de árvores, tanto de coníferas quanto angiospermas, em geral dando preferência para ramos e troncos moribundos ou recém-



Figuras 35.21-22. Morfologia externa, forma adulta. **21**, Detalhe do mesossoma de *Liris* Fabricius (Crabronidae), vl; **22**, Detalhe do tórax de *Derecyrta* Smith (Xiphydriidae), vd.

mortos. Durante a postura, as fêmeas inoculam a madeira com um fungo simbiótico (transportado dentro de um par de bolsas abdominais) cujo desenvolvimento contribui para a morte e digestão do tecido vegetal. As larvas são consideradas xilófagas e aparentemente alimentam-se da madeira atacada pelo fungo, utilizando as enzimas secretadas pelo fungo para digerir os fragmentos de madeira, embora também tenha sido sugerido que as larvas alimentariam-se diretamente do micélio do fungo. Ao final do período de alimentação, que pode durar mais de um ano, as larvas empupam dentro das próprias galerias na madeira.

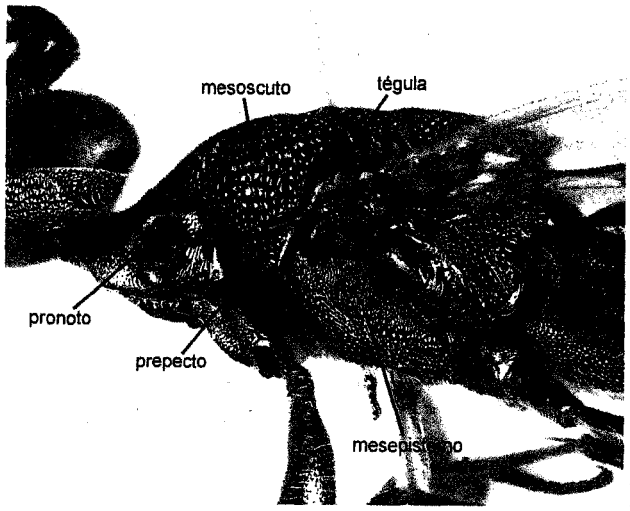
Embora os Hymenoptera tenham se originado de uma linhagem ancestral com hábito herbívoro, cuja biologia ainda permanece pouco modificada nos grupos basais, a ordem é mais bem conhecida pelo comportamento parasítico da grande maioria de suas espécies. Esse modo de vida, entretanto, teve sua origem muitos milhões de anos após a diferenciação inicial da ordem, tendo surgido uma única vez na linhagem ancestral de Orussidae + Apocrita. Como os Siricoidea e Xiphydrioidea constituem um grado na base da linhagem que deu origem a Orussidae + Apocrita, o comportamento parasítico nessa linhagem muito possivelmente originou-se como uma derivação do hábito xilófago, como exibido pelos membros dessas duas superfamílias. Esse cenário evolutivo é reforçado pelo fato de Orussidae e das linhagens basais de Apocrita parasitarem larvas de outros insetos xilófagos, incluindo membros de Siricoidea e Xiphydrioidea.

As fêmeas dos himenópteros parasíticos põem seus ovos em outros artrópodes, na maioria dos casos formas jovens de outros insetos. As larvas resultantes consomem seus hospedeiros, quase sempre os levando à morte durante seu desenvolvimento. Por esse motivo, estas vespas foram denominadas de parasitoides, uma vez que se comportam mais como predadores do que parasitas propriamente ditos, embora difiram também dos predadores, no sentido clássico, uma vez que consomem apenas um único indivíduo como hospedeiro.

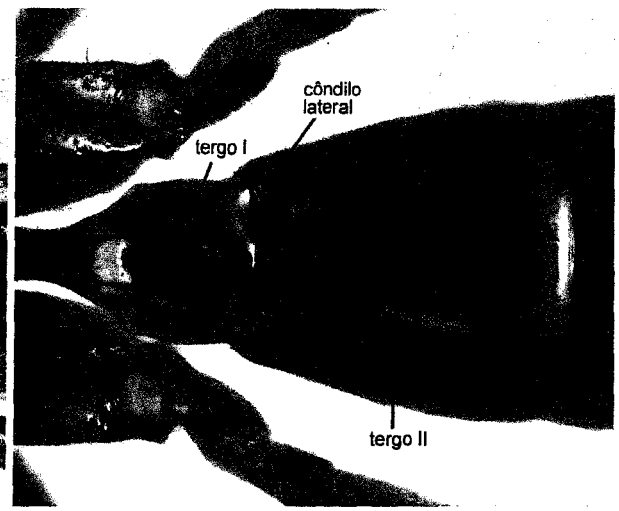
Tradicionalmente, os himenópteros parasitoides têm sido classificados em ectoparasitoides e endoparasitoides. Nos ectoparasitoides, os ovos são postos sobre o hospedeiro e as larvas permanecem externamente durante todo o desenvolvimento. Nos primeiros ínstares, as larvas consomem apenas líquidos, principalmente hemolinfa, sugados por uma pequena abertura feita no integumento do hospedeiro com suas próprias mandíbulas. No final do desenvolvimento, as larvas tornam-se mais ativas, inserindo a região anterior do corpo dentro do hospedeiro e consumindo todos os tecidos internos, deixando em geral apenas o exoesqueleto. A larva madura frequentemente tece um casulo e empupa no mesmo local onde se encontrava o hospedeiro.

No caso dos endoparasitoides, os ovos são inseridos pelas fêmeas, com auxílio do ovipositor, diretamente dentro do corpo do hospedeiro e as larvas, após a emergência, permanecem em geral no primeiro ínstar até o completo desenvolvimento do hospedeiro, quando iniciam a alimentação e retomam seu desenvolvimento. Durante todo o período de alimentação, a larva pode permanecer dentro do hospedeiro ou, nas fases finais, sair e completar a alimentação externamente. O local de empupação é variável entre os endoparasitoides, podendo ocorrer dentro dos restos do corpo ou do casulo do hospedeiro ou então ocorrer fora, com as larvas saindo pela parede do corpo do hospedeiro e tecendo um casulo, em geral sobre ou próximo aos restos do hospedeiro.

Os parasitoides têm sido classificados também quanto ao efeito imediato do parasitismo sobre o desenvolvimento do hospedeiro, em idiobiontes e cenobiontes (sobre a transliteração correta do termo *koinobiont*, vide DalMolin & Melo 2005). Os idiobiontes causam paralisia permanente ou mesmo morte do hospedeiro e, assim, o impedem de continuar seu desenvolvimento, ao passo que os cenobiontes permitem que o hospedeiro continue se desenvolvendo, pelo menos por certo



23



24

Figuras 35.23-24. Morfologia externa, forma adulta. **23**, Detalhe do mesossoma de *Chalcedectus* Walker (Pteromalidae), vl; **24**, Detalhe do metassoma de *Cryptanura* Brullé (Ichneumonidae), vd.

tempo, após ter sido parasitado. Além da diferença do efeito do parasitismo sobre o desenvolvimento do hospedeiro, os idiobiontes são, em geral, ectoparasitoides e atacam hospedeiros que se desenvolvem em locais protegidos, enquanto os cenobiontes são, em geral, endoparasitoides e estão associados com hospedeiros em situação mais exposta. As diferentes características associadas com cada uma das estratégias foram mais detalhadamente discutidas por Quicke (1997).

Embora a maioria dos parasitoides seja solitária, com uma única larva desenvolvendo-se em cada indivíduo hospedeiro, alguns grupos desenvolvem-se como parasitoides gregários. Nesse caso, duas ou mais larvas utilizam um mesmo indivíduo hospedeiro para seu desenvolvimento. O parasitismo gregário pode ocorrer por meio de oviposições múltiplas, quando vários ovos são postos em um único indivíduo hospedeiro, ou por poliembrionia, quando um único ovo, ao invés de desenvolver-se diretamente em apenas um embrião, se divide múltiplas vezes, de modo a formar um grande número de células separadas, cada qual por sua vez, se desenvolve em um embrião. Poliembrionia é conhecida em Braconidae, Dryinidae, Platygastridae e Encyrtidae.

Em Hymenoptera, são conhecidos também hiperparasitoides, que são aqueles cujas larvas se desenvolvem sobre outros parasitoides. O parasitoide que serve de hospedeiro inicial é denominado primário. O hiperparasitismo pode ser facultativo, quando a espécie se comporta tanto como parasitoide primário ou hiperparasitoide, ou obrigatório, quando a espécie se comporta apenas como hiperparasitoide. Casos de hiperparasitismo obrigatório são comuns em Trigonalidae, Ichneumonidae, Chalcidoidea, Figitidae e Ceraphronoidea, ocorrendo também mais raramente em Diapriidae e Braconidae. A maioria dos hiperparasitoides é formada por parasitoides secundários, uma vez que estão associadas com parasitoides primários. São conhecidos, contudo, casos facultativos de parasitismo terciário e quaternário.

Com poucas exceções, envolvendo algumas espécies de parasitoides cujas larvas ativamente consomem mais de um hospedeiro, os himenópteros que se comportam tipicamente como predadores ocorrem apenas entre os Aculeata. Os Aculeata apresentam o comportamento de ectoparasitoide idiobionte como parte do seu plano-básico, porém, diferentemente de outros grupos de Apocrita, as fêmeas têm que se deslocar diretamente até o hospedeiro para paralisá-lo e fazer a postura. Na sua forma mais simplificada, quando uma única presa é usada para alimentar uma larva, um aculeado predador difere de um ectoparasitoide idiobionte apenas pelo fato de relocar o hospedeiro, retirando-o do local onde se encontrava originalmente e ocultando-o em um novo local, que ou não pode ter sido previamente preparado para receber a presa.

A relocação do hospedeiro em Aculeata quase sempre está associada com a construção ativa de ninhos, locais especialmente construídos pela fêmea para onde as presas são transportadas e armazenadas. Os ninhos com mais frequência são constituídos por galerias e câmaras escavadas no solo, sendo que o comportamento de construção de ninhos evoluiu pelo menos quatro vezes independentemente em Aculeata, estando presente em Formicidae, Pompilidae, Vespidae e em Apoidea. Em todos esses grupos, entretanto, podem ser encontrados ninhos mais complexos, como ninhos aéreos construídos com material moldado pelas fêmeas, como barro, resinas ou fibras vegetais, misturado a secreções glandulares produzidas pelos insetos. Exceto em Formicidae, em que vários imaturos são criados juntos dentro de câmaras coletivas, os ninhos dos outros grupos de Aculeata apresentam como unidade básica a célula de cria, primordialmente uma cavidade construída e aprovisionada para o desenvolvimento de um único imaturo. O aprovisionamento pode ser massal, quando o ovo é posto junto com todo o conjunto de presas ou com a quantidade de pólen suficiente para o completo desenvolvimento de um imaturo, ou progressivo, quando a postura é feita em uma célula vazia ou apenas parcialmente aprovisionada e a alimentação da larva é feita gradualmente pelos adultos.

As fêmeas da maioria dos Aculeata construtores de ninhos exibem comportamento solitário, em que um ninho é construído e aprovisionado por uma única fêmea. Entre algumas dessas linhagens, entretanto, ocorre o comportamento social de compartilhamento por várias fêmeas de um mesmo ninho, em geral associado também à divisão de trabalho reprodutivo entre elas. O conjunto de fêmeas compartilhando um mesmo ninho é denominado de colônia. Em alguns grupos, como entre os Apidae, Vespidae e em todos os Formicidae, as colônias podem ser eussociais. Essas sociedades são compostas por duas castas: as operárias, fêmeas completa ou parcialmente estéreis, presentes em grande número e especializadas no cuidado da prole e manutenção do ninho; e uma única ou poucas rainhas, fêmeas férteis especializadas na produção de ovos. Várias formas de parasitismo social surgiram entre os himenópteros sociais, principalmente em Formicidae, incluindo espécies cleptobióticas sociais obrigatórias, que invadem colônias de outras espécies para roubar o alimento armazenado.

Dentro de Apocrita, ocorreram vários casos de reversão a uma dieta larval herbívora, com desenvolvimento de fitofagia secundária, incluindo cecidogenia, parasitismo e predação de sementes, consumo de pólen e fungivoria. A cecidogenia (ou seja, postura em tecido vegetal acompanhada da indução de galhas, com as larvas se alimentando do tecido formado no interior das galhas) é encontrada em Braconidae, Cynipidae e várias famílias de Chalcidoidea (Agaonidae, Eulophidae, Eurytomidae, Pteromalidae, Tanaostigmatidae e Torymidae). Parasitismo de sementes é conhecido em Braconidae e Chalcidoidea (Eurytomidae e Torymidae), enquanto predação de sementes em Formicidae. Coleta de pólen para alimentação das larvas evoluiu independentemente na linhagem que deu origem aos Apidae e naquela da subfamília Masarinae, em Vespidae. Cultivo de fungos e fungivoria como dieta larval ocorre na tribo Attini, em Formicidae.

Várias formas de comportamento cleptoparasita são conhecidas entre os Hymenoptera. O termo cleptoparasitismo é aplicado para os casos em que o parasita usurpa o trabalho efetuado pelo hospedeiro na preparação do alimento larval, portanto adotando a mesma dieta larval do hospedeiro. Dependendo do modo de vida, os imaturos do hospedeiro são mortos, direta ou indiretamente, durante o processo de

parasitismo. Espécies exibindo cleptoparasitismo obrigatório evoluíram independentemente em diversos grupos, podendo ser citados os muitos grupos de cleptoparasitas de ninhos em Aculeata e de inquilinos de himenópteros galhadores, além de inquilisimo em Siricidae e cleptoparasitismo entre parasitoides primários em Ichneumonidae e Eurytomidae. A situação mais comum é a de cleptoparasitas estreitamente relacionados aos seus hospedeiros. Entretanto, casos de parasitoides primários que evoluíram para cleptoparasitas em hospedeiros não relacionados filogeneticamente, com consequente mudança na dieta larval, são conhecidos em Gasteruptiidae, Chrysididae e Sapygidae. Nesses casos, a larva do parasita, ao invés de alimentar-se do imaturo do hospedeiro, passa a se alimentar diretamente das provisões colocadas nas células de cria do hospedeiro.

Classificação. Nas classificações tradicionais (como Riek 1970), a ordem Hymenoptera é dividida em duas subordens (Symphyta e Apocrita), a primeira contendo os himenópteros em que o abdômen se prende ao tórax por uma ampla conexão e a segunda, aqueles que possuem uma forte constrição entre o primeiro e o segundo segmentos abdominais e em que o primeiro tergo abdominal está fundido ao tórax, formando o propódeo. Estudos filogenéticos, entretanto, têm mostrado que, enquanto Apocrita constitui um grupo monofilético, a subordem Symphyta é claramente parafilética e agrupa artificialmente as linhagens basais da ordem, como demonstrado de maneira robusta por estudos recentes (Vilhelmsen 2001; Schulmeister 2003). Apocrita, por sua vez, também é dividida em dois grupos, Parasitica e Aculeata, nas classificações tradicionais. Os Aculeata contêm os himenópteros em que o ovipositor encontra-se transformado em ferrão. De maneira semelhante ao constatado para as subordens da classificação tradicional, Aculeata é monofilética, mas Parasitica não. Enquanto os nomes Apocrita e Aculeata podem ser usados como divisões informais para subgrupos de Hymenoptera, seus equivalentes tradicionais, Symphyta e Parasitica, devem ser totalmente abolidos. Considerando a diversidade no hábito de vida (herbívoros, xilófagos e parasitoides) entre os grupos mais basais de Hymenoptera, seria mesmo artificial querer referir-se a eles como uma unidade homogênea.

As classificações modernas para Hymenoptera empregam a categoria de superfamília para as grandes divisões da ordem (como Gauld & Bolton 1988; Goulet & Huber 1993). Um grande número de superfamílias tem sido reconhecido para a fauna vivente, algumas delas contendo uma única família. Para a maioria delas, as evidências indicam que as famílias componentes constituem grupos bem delimitados e monofiléticos. Uma revisão da classificação corrente para Hymenoptera pode ser encontrada em Sharkey (2007).

São listadas abaixo as 84 famílias de Hymenoptera aqui reconhecidas para a fauna vivente, 64 das quais com registro confirmado no Brasil e uma, Cynipidae, com ocorrência esperada. Entre parênteses está o número de espécies conhecidas para o Brasil; famílias sem qualquer indicação estão ausentes da fauna brasileira. Aquelas marcadas com asterisco representam famílias introduzidas em tempos recentes.

Xyeloidea
Xyelidae

Tenthredinoidea
1. Argidae (177)
Blasticotomidae
2. Cimbicidae (9)
Diprionidae
3. Pergidae (117)
4. Tenthredinidae (130)

Pamphilioidea
Megalodontesidae
Pamphiliidae

Cephoidea
Cephidae

Anaxyeloidea
Anaxyelidae

Siricoidea
5. Siricidae* (2)

Xiphydrioidea
6. Xiphydriidae (3)

Orussoidea
7. Orussidae (7)

Stephanoidea
8. Stephanidae (32)

Megalyroidea
9. Megalyridae (2)

Ceraphronoidea
10. Ceraphronidae (1)
11. Megaspilidae (2)

Trigonaloidea
12. Trigonalidae (11)

Evanioidea
13. Aulacidae (27)
14. Evaniidae (53)
15. Gasteruptiidae (12)

Ichneumonoidea
16. Braconidae (485)
17. Ichneumonidae (652)

Chrysidoidea
18. Bethylidae (112)
19. Chrysididae (131)
20. Dryinidae (137)
21. Embolemidae (3)
22. Plumariidae (1)
23. Sclerogibbidae (4)
24. Scolebythidae (2)

Apoidea
25. Ampulicidae (12)
26. Apidae (1678)
27. Crabronidae (545)
Heterogynaidae
28. Sphecidae (88)

Vespoidea
Bradynobaenidae
29. Formicidae (2.500)
30. Mutillidae (535)
31. Pompilidae (211)
32. Rhopalosomatidae (8)
33. Sapygidae (4)
34. Scoliidae (30)
Sierolomorphidae
35. Tiphiidae (120)
36. Vespidae (595)

Proctotrupoidea
Austroniidae
37. Diapriidae (84)
38. Heloridae (1)
Maamingidae
39. Monomachidae (17)
40. Pelecinidae (2)
Peradeniidae
41. Proctotrupidae (11)
Proctorenyxidae
Roproniidae
Vanhorniidae

Platygastroidea
42. Platygastridae (23)
43. Scelionidae (95)

Cynipoidea
Austrocynipidae
44. [Cynipidae]
45. Figitidae (83)
46. Ibaliidae* (1)
47. Liopteridae (30)

Mymarommatoidea
48. Mymarommatidae (1)

Chalcidoidea
49. Agaonidae (51)
50. Aphelinidae (76)
51. Chalcididae (219)
52. Encyrtidae (126)
53. Eucharitidae (38)
54. Eulophidae (146)
55. Eupelmidae (57)
56. Eurytomidae (61)
57. Leucospidae (25)
58. Mymaridae (36)
59. Ormyridae (1)
60. Perilampidae (9)
61. Pteromalidae (121)
Rotoitidae
62. Signiphoridae (16)
63. Tanaostigmatidae (20)
Tetracampidae
64. Torymidae (28)
65. Trichogrammatidae (56)

Relações Filogenéticas. As relações filogenéticas e a classificação de Hymenoptera foram revisadas recentemente por Sharkey (2007). As relações entre os grupos basais encontram-se relativamente bem estabelecidas (Vilhelmsen 2001; Schulmeister 2003), com Xyelidae representando o grupo-irmão dos demais Hymenoptera e os outros clados herbívoros (Tenthredinoidea, Pamphilioidea, Cephoidea) e xilófagos (Anaxyeloidea, Siricoidea, Xiphydrioidea) formando um grado em relação a Apocrita. A posição de Orussidae como grupo-irmão de Apocrita está bem corroborada (Vilhelmsen 2001; Schulmeister 2003), ao passo que as hipóteses para o relacionamento entre os grupos maiores de Apocrita permanecem instáveis, com vários arranjos alternativos (Castro & Dowton 2006; Sharkey 2007). Há evidências de que as linhagens principais de parasitoides (Proctotrupoidea, Platygastroidea, Cynipoidea, Mymarommatoidea e Chalcidoidea) formariam um grupo monofilético, enquanto que as relações envolvendo os outros grupos de Apocrita com morfologia mais conservada (Stephanoidea, Megalyroidea, Trigonaloidea, Evanioidea, Ceraphronoidea, Ichneumonoidea e Aculeata) permanecem com baixa resolução. Análises filogenéticas baseadas em dados moleculares (Castro & Dowton 2006) sugerem que estes últimos clados também formariam um grupo monofilético, uma posição favorecida por Sharkey (2007).

Importância. Apesar de uma grande parte dos insetos de importância econômica ser considerada nociva ao homem, os Hymenoptera concentram o maior número de espécies benéficas. Muitas vespas parasitoides, por exemplo, têm sido utilizadas com sucesso em programas de controle biológico de insetos-praga, proporcionando uma economia significativa de recursos em relação ao uso de inseticidas químicos (por exemplo, La Salle 1993, Parra *et al.* 2002). A polinização de várias plantas cultivadas, em particular fruteiras, depende exclusivamente das abelhas (Gauld & Bolton 1988, Roubik 1995, Kevan & Imperatriz-Fonseca 2006), o mais diversificado e importante grupo de insetos polinizadores, principalmente nas regiões tropicais (veja Silberbauer-Gottsberger & Gottsberger 1988, Bawa 1990). As formas mais complexas de organizações sociais conhecidas entre os insetos estão presentes nos Hymenoptera (Wilson 1971). Além do interesse em tentar-se compreender a evolução dessas sociedades tão complexas, há também grande interesse nos Hymenoptera sociais por seu impacto ecológico em muitos ecossistemas, seja como predadores (formigas e marimbondos), polinizadores (abelhas sociais) ou mesmo como pragas (como as formigas saúva).

Coleta e Fixação. A grande diversidade de Hymenoptera implica em uma multitude de métodos de coleta e de preservação. Gauld & Bolton (1988) apresentam métodos para coletar e preservar exemplares de Hymenoptera; Agosti *et al.* (2000) apresentam métodos padronizados para coleta de formigas; Masner & García (2002) apresentam um resumo dos métodos mais efetivos para coletar microhimenópteros com ênfase nos Diapriidae; e Noyes (1982) para Chalcidoidea.

A captura direta assistida com rede entomológica é o melhor método para coletar muitas das espécies medianas a grandes, principalmente em grupos como Tenthredinoidea, Chrysidoidea, Vespoidea, Apoidea, Ichneumonoidea e alguns Chalcidoidea e Proctotrupoidea maiores. É uma prática que permite ao coletor fazer importantes observações diretas sobre biologia e comportamento de espécies em particular. A coleta assistida com rede pode concentrar-se em plantas floridas, que são visitados por diversas espécies de himenópteros, mas também pode estender-se às folhas e galhos da vegetação em geral e mesmo os troncos de árvores (vivas ou, ainda melhor, quando moribundas ou mortas), onde muitas espécies percorrem ou sobrevoam na busca de hospedeiros, presas ou ainda patrulhando seus territórios. Carne, substâncias açucaradas ou frutas fermentadas podem atuar como iscas que atraem principalmente algumas espécies de vespas sociais. Os exemplares capturados podem ser sacrificados em frasco letal ou conservados em álcool, dependendo do táxon ou do fim desejado. A conservação em álcool é recomendável para exemplares muito moles, muito pequenos ou destinados à extração de DNA.

Outros métodos de coleta direta que fornecem importante informação biológica são a coleta de ninhos (em Aculeata) e a captura e criação em laboratório de outros insetos que poderiam estar parasitados por himenópteros. No primeiro caso, podemos obter dados sobre a arquitetura e conduta de nidificação das espécies e, em ambos os casos, podemos obter informação sobre o desenvolvimento pré-imaginal, morfologia de larvas e pupas, e as relações entre os himenópteros e suas presas ou hospedeiros. No caso de coleta de ninhos de vespas e abelhas sociais, deve-se tomar todas as providências de segurança para uma coleta eficiente e evitar ferroadas de parte de seus habitantes, como uso de roupa e luvas protetoras, sacolas plásticas para coletar o ninho e ainda *spray* de piretroide para neutralizar o comportamento agressivo dos indivíduos. A coleta de séries de indivíduos associados a ninhos de vespas, abelhas e formigas permite também obter informações sobre a variabilidade intraespecífica.

O uso de ninhos-armadilha, que pode consistir em blocos de madeira perfurados e divididos longitudinalmente para a inspeção periódica, é um excelente método para estudar a biologia de numerosas espécies de aculeados solitários e outras espécies de artrópodes (parasitas, mutualistas, comensais, usurpadores) associadas aos seus ninhos. Para vespas e abelhas que fazem os seus ninhos no solo, pode-se utilizar armadilhas de emergência, que consistem em uma gaiola piramidal de tecido fino colocada acima da entrada do ninho ou grupo de ninhos a serem amostrados.

Além dos métodos mais diretos de coleta, existem métodos indiretos que permitem na sua maioria obter grandes quantidades e diversidade de himenópteros, em geral dificilmente coletados pelos métodos diretos. A rede de varredura permite obter uma ampla gama de microhimenópteros e ocasionalmente exemplares de espécies maiores. Os exemplares capturados pela rede podem ser retirados da rede utilizando-se um aspirador; esse método fornece exemplares de melhor qualidade, contudo muitas espécies extremamente pequenas podem ser negligenciadas, sendo recomendável, nesses casos, conservar o restante do conteúdo da rede em um frasco ou sacola plástica com álcool para uma posterior separação exaustiva dos exemplares no laboratório.

As armadilhas luminosas, amplamente utilizadas para coletar besouros e mariposas, permitem a obtenção de importantes grupos de himenópteros de hábitos noturnos,

principalmente em Ichneumonidae, Mutillidae, Vespidae, Diapriidae, Plumariidae e formas aladas de Formicidae.

As bandejas coloridas (ou armadilhas de Moericke) são um método passivo importante para himenópteros, principalmente aculeados de tamanho médio a pequeno e alguns microhimenópteros, destacando-se sua importância na coleta de abelhas, drinídeos, mutilídeos, pompilídeos, crisidídeos e escelionídeos, raramente coletados por outros métodos. Para a coleta de himenópteros, é recomendável a utilização de uma grande quantidade (100-200) de bandejas de tamanho menor, bem distribuídas em áreas bem iluminadas, principalmente nas bordas de manchas de florestas, entre áreas abertas e vegetação. As cores mais utilizadas para himenópteros são o amarelo e, secundariamente, o azul (para grupos específicos como Stephanidae) e o branco. As bandejas contendo apenas água e umas gotas de detergente, em dias de pouco calor, podem ser deixadas no campo por no máximo 24 horas antes que seus conteúdos tenham que ser coletados. Em climas muito quentes e/ou secos ou quando a intenção é deixar as bandejas por um tempo maior no campo, é preciso colocar nelas também conservantes como um pouco de propileno-fenoxetol ou substituir a água por solução salina concentrada, solução de propileno-glicol 50% ou uma solução fraca de formaldeído. Os insetos devem ser retirados das bandejas utilizando-se uma peneira muito fina e enxaguados com água limpa antes de serem transferidos para o álcool.

As armadilhas Malaise constituem um dos métodos mais empregados e produtivos para a coleta massiva de himenópteros. São especialmente efetivas e insubstituíveis na captura de Ichneumonoidea e microhimenópteros em geral, além de alguns grupos de Aculeata (como Chrysidoidea), embora sejam relativamente pouco efetivas na coleta de abelhas e alguns grupos de vespas, como Sphecidae, Crabronidae, Ampulicidae, Tiphiidae, Scoliidae e vespídeos solitários, em que a coleta com rede é muito mais produtiva. A opção mais adequada para himenópteros é a coleta em via líquida, acoplando um frasco coletor contendo álcool 80% nas armadilhas. Se a armadilha precisar ser mantida em campo por longos períodos de tempo, pode-se agregar uma pequena quantidade (uma colher) de glicerina no álcool.

As armadilhas de interceptação de voo (*window traps* ou *flight intercept traps*) são pouco utilizadas e pouco produtivas, porém podem fornecer alguns exemplares de espécies que voam próximo ao solo em famílias como Bethylidae, Ceraphronidae, Chrysididae, Diapriidae, Figitidae e Tiphiidae.

A utilização de armadilhas de solo e de separadores de amostras de folhiço (funil de Berlese ou extrator de Winkler) oferece a oportunidade de coletar uma ampla fauna de microhimenópteros e formigas não coletados por outros métodos.

A maioria dos exemplares de Hymenoptera deve ser preservada em via seca. As espécies maiores devem ser montadas em alfinetes e as menores, coladas em triângulos de papel ou pequenos retângulos, ou ainda diretamente no alfinete (este último método funciona melhor para espécies de tamanho médio e é muito utilizada para Ichneumonoidea e Apoidea). Muitos exemplares menores e até séries de exemplares de tamanho médio a grande podem ser conservados em líquido, geralmente álcool 80%. Em muitos casos, para evitar o encarquilhamento do material, a preparação de exemplares conservados em líquido para montagem a seco requer a secagem em aparelho de ponto crítico ou desidratação em hexametildisilazano (HMDS). As formas imaturas requerem um tratamento especial, precisando primeiro ser sacrificadas e fixadas com água quente ou líquidos fixativos (como solução de Dietrich (ou Kahle), fluido de Peterson ou fluido de Pampel) antes de serem transferidas para o álcool.

Alguns himenópteros muito pequenos (menores que 1,5 mm), especialmente em famílias como Mymaridae, Trichogrammatidae, Aphelinidae e Encyrtidae, precisam de montagem em lâminas permanentes do inseto inteiro, às vezes acompanhados de algumas das suas partes (antenas, asas) separadas na mesma lâmina. Para fêmeas de Dryinidae com pernas anteriores modificadas, também pode ser necessário que uma das pernas seja preparada em lâmina para exame de caracteres espécie-específicos.

Chave para as superfamílias e famílias de Hymenoptera (adultos). A chave abaixo foi adaptada de Mason (1993) e Gauld & Hanson (1995a); para famílias de Tenthredinoidea, de Smith (1988); Ceraphronoidea, de Masner (1993b) e Gauld & Hanson (1995b); Evanioidea, de Gauld & Hanson (1995b); Ichneumonoidea, de Rieks (1970) e Gauld & Bolton (1988); Chrysidoidea, de Finnamore & Brothers (1993); Apoidea, de Melo (1999); Vespoidea, de Gauld (1995c); Proctotrupoidea, de Masner (1995, 2006); Platygastroidea, de Masner (1995); Cynipoidea, de Ronquist (2006a); Chalcidoidea, de Hanson & LaSalle (2006).

1. Asas anteriores, quando direcionadas para trás, estendendo-se muito além do ápice do tórax ou do mesossoma e usualmente além do ápice do abdômen ou metassoma **2**

— Asas anteriores ausentes ou reduzidas, no máximo não se estendendo muito além do ápice do mesossoma **35**

2(1). Corpo, em vista dorsal, sem constrição ou apenas com uma fraca constrição próxima a sua metade, entre os segmentos abdominais I e II (algumas vezes, com um pouco de constrição em vista lateral) (Figs. 35.1, 3). Cencro usualmente presente no metanoto (Fig. 35.1) **3**

— Corpo com constrição acentuada e usualmente conspícua, tanto em vista dorsal quanto lateral, próximo a sua metade, entre os segmentos abdominais I e II, delimitando, assim, um mesossoma e um metassoma (Figs. 35.6, 8) (vespas apócritas) —a constrição pode não estar aparente em espécimes de algumas abelhas robustas em que o tergo metassomal I ajusta-se ao propódeo. Cencro ausente (Fig. 35.6) **7**

3(2). Asa anterior desprovida de células fechadas e com 1 a 2 veias (Fig. 35.11). Tamanho do corpo reduzido, com menos de 3 mm de comprimento ... **CHALCIDOIDEA** (em parte) ... **87**

— Asa anterior com numerosas células fechadas e veias (como na Fig. 35.4). Tamanho do corpo maior, com 3 a 40 mm de comprimento 4

4(3). Vespas com integumento relativamente fino e muito brilhante, regiões membranosas entre os escleritos, em geral evidentes, dando um aspecto de fragilidade ao inseto (o abdômen e partes do tórax quase sempre se encontram enrugados em espécimes secos). Axilas não diferenciadas do mesoscuto, separação evidente apenas entre mesoscuto e escutelo (Fig. 35.1). Tamanho do corpo abaixo de 20 mm de comprimento ... . **TENTHREDINOIDEA** ... **50**

— Vespas com integumento mais rígido e com esculturação forte e bem marcada (pontuação e carenas evidentes, pelo menos na cabeça e tórax), escleritos firmemente justapostos. Axilas diferenciadas do mesoscuto por um sulco transversal entre as bases das asas anteriores, este sulco separando o mesoscuto do escutelo + axilas (como na Fig. 35.22). Tamanho do corpo variável, muitas vezes com mais de 20 mm de comprimento **5**

5(4). Alvéolos antenais situados abaixo da margem inferior dos olhos. Cabeça com uma coroa de protuberâncias ao redor do ocelo médio (Fig. 35.25). Tergo abdominal I inteiro, não dividido ao meio ..... **ORUSSOIDEA ... 7. Orussidae**

— Alvéolos antenais situados acima da margem inferior dos olhos. Cabeça sem protuberâncias ao redor dos ocelos. Tergo abdominal I fendido no meio **6**

6(5). Tergos abdominais com uma quilha longitudinal a cada lado, separando uma porção lateral da porção dorsal do tergo. Sulco separando mesoscuto do escutelo + axilas praticamente reto (Fig. 35.22) .... **XIPHYDRIOIDEA ... 6. Xiphydriidae**

— Tergos abdominais arredondados lateralmente. Sulco separando mesoscuto do escutelo + axilas oblíquo nas porções laterais ..... **SIRICOIDEA ... 5. Siricidae**

7(2). Cabeça globular, com uma coroa de projeções espiniformes ao redor do ocelo médio. Pronoto distintamente alongado anteriormente formando um 'pescoço' estreito entre a cabeça e restante do tórax. Corpo delgado, usualmente com 5 a 35 mm de comprimento. Nas fêmeas, ovipositor tão longo quanto ou mais longo que restante do corpo. Coxa posterior mais larga na base, as duas articulações basais com a metapleura amplamente separadas e dispostas verticalmente uma em relação à outra. Fêmur posterior inchado e com fortes espinhos em sua superfície ventral ..... **STEPHANOIDEA ... 8. Stephanidae**

— Cabeça usualmente não globular, sem coroa de projeções espiniformes ao redor do ocelo médio. Pronoto quase sempre curto, raramente formando um 'pescoço' (apenas em alguns Evanioidea). Forma e tamanho do corpo variáveis, frequentemente robusto ou pequeno. Nas fêmeas, ovipositor muitas vezes curto ou oculto. Coxa posterior com frequência fortemente constrita na base, as duas articulações basais com a metapleura usualmente próximas e dispostas obliquamente uma em relação à outra. Fêmur posterior variável, raramente com espinhos na superfície ventral **8**

8(7). Espiráculo mesotorácico deslocado anteriormente e circundado completamente pelo integumento do pronoto. Área malar com sulco profundo para encaixe do escapo, margem superior do sulco carenada. Antena com 12 flagelômeros. Vespas muito raramente coletadas ..... **MEGALYROIDEA ... 9. Megalyridae**

— Espiráculo mesotorácico abrindo-se na margem posterior do pronoto, raramente circundado pelo integumento do pronoto. Área malar sem sulco para encaixe do escapo. Antena com número variável de flagelômeros, raramente 12 ..... **9**

9(8). Asa anterior com venação bem desenvolvida, com uma ou mais células fechadas por veias tubulares conspícuas (como nas Figs. 35.9, 16-20) **10**

— Asa anterior com venação reduzida, sem qualquer célula fechada por veias tubulares, venação usualmente restrita à margem anterior da asa ou completamente ausente (como nas Figs. 35.11-15) **29**

10(9). Antena com 14 ou mais flagelômeros **11**

— Antena com menos de 14 flagelômeros (em Heloridae, Proctotrupoidea), base do primeiro flagelômero diferenciada em um anel, dando a impressão de constituir um flagelômero anular adicional **13**

11(10). Célula costal da asa anterior obliterada, veias C e Sc+R contíguas ao longo de seu comprimento, com frequência veias completamente fundidas, formando uma única veia ao longo da margem anterior da asa (Fig. 35.20). Tergos metassomais I e II justapostos, articulando-se por um par de côndilos dorso-laterais na margem posterior do tergo I e na margem anterior do tergo II (Fig. 35.24) ..... **ICHNEUMONOIDEA** (em parte) ... **57**

— Célula costal da asa anterior distinta, veias C e Sc+R separadas, pelo menos em parte do seu comprimento, por uma área membranosa (como nas Figs. 35.9, 16-19) (em espécies muito pequenas de Sclerogibbidae, com menos de 2 mm de comprimento, a célula costal pode estar quase completamente obliterada). Tergos metassomais I e II telescopados, articulando-se apenas pela membrana entre os tergos **12**

12(11). Asa anterior com nove ou dez células fechadas. Fêmur anterior não modificado. Pterostigma bem desenvolvido ..... **TRIGONALOIDEA ... 12. Trigonalidae**

— Asa anterior com menos de seis células fechadas. Fêmur anterior inchado, pelo menos duas vezes mais largo do que a tíbia. Pterostigma extremamente reduzido, inconspícuo ..... **CHRYSIDOIDEA ... 23. Sclerogibbidae** (em parte)

13(10). Inserção do metassoma no propódeo deslocada para cima, mais próxima do metanoto que da inserção das coxas posteriores (como na Fig. 35.30) **14**

— Inserção do metassoma no propódeo situada mais próximo à inserção das coxas posteriores que do metanoto **15**

14(13). Célula costal fechada (veia C presente, como na Fig. 35.17) .... **EVANIOIDEA ... 55**

— Célula costal aberta (veia C ausente, como na Fig. 35.14) .... **CYNIPOIDEA ... 84**

15(13). Asa anterior com quatro ou mais células fechadas por veias tubulares (como nas Figs. 35.9, 19) **16**

— Asa anterior com menos de quatro células fechadas por veias tubulares (como nas Figs. 35.16-18) **23**

16(15). Metassoma com apenas três tergos expostos (Fig. 35.33). Corpo com brilho metálico evidente e quase sempre com pontuação pilígera grosseira ..... **CHRYSIDOIDEA ... 19. Chrysididae**

— Metassoma com mais de três tergos expostos. Coloração e pontuação variáveis **17**

17(16). Tégulas afastadas do pronoto, de modo que o mesoscuto entra em contato com a mesopleura (como na Fig. 35.21); se tégulas muito próximas ou encostadas no pronoto, então corpo com cerdas ramificadas e plumosas (a presença de abundante pilosidade plumosa dificulta visualizar os caracteres do pronoto). Contorno da margem dorsal posterior do pronoto fortemente angulado lateralmente, delimitando uma porção central transversal (quase sempre reta ou ligeiramente côncava, raramente acentuadamente côncava) de duas porções longitudinais curtas, estas correspondendo aos lobos pronotais (Fig. 35.21). Pronoto firmemente justaposto ao

mesoscuto, seus cantos ventrais prolongados por detrás das coxas anteriores, formando um arco na frente do mesotórax . ..... **APOIDEA..6**

— Tégulas em contato com o pronoto; se ligeiramente afastadas, então apenas cerdas simples presentes. Contorno da margem dorsal posterior do pronoto uniformemente côncavo (grau de concavidade variável, comumente acentuado) (como na Fig. 35.6). Pronoto quase sempre sobrepassando a margem anterior do mesoscuto, raramente justaposto, seus cantos ventrais terminando na altura da base das coxas anteriores, nunca formando um arco na frente do mesotórax **18**

18(17). Tergos metassomais I e II justapostos, articulando-se por um par de côndilos dorso-laterais na margem posterior do tergo I e na margem anterior do tergo II (Fig. 35.24). Esternos metassomais fracamente esclerosados, membranosos (em material seco, parte ventral do metassoma quase sempre enrugada e murcha; em alguns casos, a porção lateral dos tergos dobra-se para baixo e encobre os esternos, dando a impressão de que o metassoma é esclerosado ventralmente). Célula costal da asa anterior obliterada, veias C e Sc+R contíguas ao longo de seu comprimento, com frequência veias completamente fundidas e formando uma única veia ao longo da margem anterior da asa (Fig. 35.20) .... **ICHNEUMONOIDEA** (em parte) ... **57**

— Tergos metassomais I e II quase sempre telescopados, articulando-se apenas pela membrana entre os tergos; se tergos I e II justapostos e articulados, então primeiro segmento metassomal formando um pecíolo e parte ventral do metassoma fortemente esclerosada e rígida. Célula costal da asa anterior quase sempre distinta, veias C e Sc+R separadas por uma área membranosa (como na Fig. 35.9), pelo menos em parte do seu comprimento, ou veia C ausente; raramente célula costal obliterada (em Rhopalosomatidae e espécies pequenas de Bethylidae Bethylinae) **19**

19(18). Célula costal aberta (veia C ausente) (Fig. 35.14) .... **CYNIPOIDEA** ... **84**

— Célula costal fechada (veia C presente) ou obliterada **20**

20(19). Antena com 12 ou 13 flagelômeros .... **PROCTOTRUPOIDEA** (em parte) ... **78**

— Antena com menos de 12 flagelômeros **21**

21(20). Asa posterior sem células fechadas, veias longitudinais muito curtas, não se estendendo além do terço basal da asa. Clípeo muito curto, distância entre alvéolo antenal e margem apical do clípeo menor que diâmetro do alvéolo .... **CHRYSIDOIDEA** (em parte) ... **60**

— Asa posterior com pelo menos uma célula fechada (como na Fig. 35.10) ou, se todas abertas, então veias transversais longas, estendendo-se além da metade da asa. Clípeo mais longo, distância entre alvéolo antenal e margem apical do clípeo maior que um diâmetro do alvéolo **22**

22(21). Asa anterior com 4-5 veias chegando próximo ou tocando sua margem apical, após o pterostigma. Segmentos metassomais I e II telescopados, sem articulação rígida ou constrição entre eles ..... **CHRYSIDOIDEA** ... **22. Plumariidae**

— Asa anterior com no máximo três (raramente quatro) veias chegando próximo ou tocando a margem apical, após o estigma. Articulação entre segmentos metassomais I e II variável, muitas vezes com articulação rígida e constrição entre os dois segmentos ..... **VESPOIDEA** ... **69**

23(15). Contorno da margem dorsal posterior do pronoto fortemente angulado lateralmente, delimitando uma porção central transversal de duas porções longitudinais curtas, estas correspondendo aos lobos pronotais (como na Fig. 35.21). Corpo com cerdas ramificadas e plumosas. Tíbia e basitarso posteriores fortemente achatados ... **APOIDEA** ... **26. Apidae**

— Contorno da margem dorsal posterior do pronoto uniformemente côncavo (grau de concavidade variável, frequentemente acentuado). Corpo apenas com cerdas simples. Tíbia e basitarso posteriores cilíndricos **24**

24(23). Escutelo tão longo quanto ou mais longo que propódeo, em vista lateral. Metassoma frequentemente comprimido lateralmente (como nas Figs. 35.50-52). Veia C ausente (célula costal aberta). Pterostigma ausente (Fig. 35.14) .... **CYNIPOIDEA** ... **84**

— Escutelo em geral mais curto que o propódeo, em vista lateral. Metassoma deprimido dorso-ventralmente ou muito alongado. Veia C quase sempre presente, célula costal fechada ou obliterada (raramente veia C ausente e célula costal aberta). Pterostigma quase sempre presente **25**

25(24). Célula costal da asa anterior obliterada, veias C e Sc+R contíguas ao longo de seu comprimento, veias completamente fundidas e formando uma única veia ao longo da margem anterior da asa (Fig. 35.20). Esternos metassomais fracamente esclerosados (em material seco, parte ventral do metassoma quase sempre enrugada e murcha; em alguns casos, a porção lateral dos tergos dobra-se para baixo e encobre os esternos, dando a impressão de que o metassoma é esclerosado ventralmente) .... **ICHNEUMONOIDEA** (em parte) ... **57**

— Célula costal da asa anterior quase sempre distinta, veias C e Sc+R separadas por uma área membranosa, pelo menos em parte do seu comprimento (como nas Figs. 35.16-18); raramente veia C ausente e célula costal aberta ou célula costal obliterada (neste último caso, as veias podem ainda ser individualizadas e os esternos metassomais são fortemente esclerosados) **26**

26(25). Antena com 12 ou 13 flagelômeros .... **PROCTOTRUPOIDEA** (em parte) ... **78**

— Antena com menos de 12 flagelômeros **27**

27(26). Primeiro segmento metassomal nodular (isto é, mais largo na porção central e estreitando-se para as extremidades), quase sempre segundo segmento também nodular (como na Fig. 35.39) ..... **VESPOIDEA** ... **29. Formicidae** (em parte)

— Metassoma não peciolado ou se com pecíolo, então este cilíndrico (ou curto e difícil de ver), formado apenas pelo primeiro segmento ou por parte dele e sem constrição entre os segmentos **28**

28(27). Metassoma distintamente peciolado, pecíolo formado pelo segmento I (como na Fig. 35.48). Segundo tergo metassomal aparente distintamente mais longo que restante do metassoma. Fronte quase sempre protuberante na região de inserção das antenas (como na Fig. 35.46) .... **PROCTOTRUPOIDEA** (em parte) ... **78**

— Metassoma não peciolado (como na Fig. 35.32) ou, se com pecíolo, este muito curto, formado apenas por parte do segmento I. Segundo tergo metassomal mais curto que restante do metassoma. Fronte quase sempre não protuberante, antenas raramente inseridas em uma projeção .... **CHRYSIDOIDEA** (em parte) ... **60**

29(9). Venação da asa anterior mais desenvolvida (Fig. 35.14), veia Sc+R distintamente afastada da margem costal da asa anterior; primeira abcissa da veia M presente como uma veia transversal no terço basal da asa; veia estigmal (2r-rs mais Rs) fortemente angulada e terminando na margem anterior da asa ..... **CYNIPOIDEA** ... **84**

— Venação da asa anterior muito simplificada (como nas Figs. 35.11-13) ou completamente ausente: veia Sc+R situada próximo à margem costal da asa anterior ou ausente; primeira abcissa da veia M ausente (em algumas espécies de Scelionidae e Chalcidoidea, essa veia pode estar indicada como uma veia nebulosa); veia estigmal ausente ou, se presente, muito curta (apenas 2r-rs) (como na Fig. 35.11) ou, quando mais longa (formada por 2r-rs mais Rs), em curva suave e nunca atingindo a margem anterior da asa como uma veia tubular (Fig. 35.13) **30**

30(29). Asa anterior (Fig. 35.13) com veia C fundida com Sc+R, formando uma única veia larga e conspícua ao longo da margem costal da asa. Veia estigmal longa (2r-rs mais Rs) e em curva suave. Tíbia anterior com dois esporões apicais .... **CERAPHRONOIDEA** ... **54**

— Veia C ausente e Sc+R em posição submarginal (como nas Figs. 35.11, 12), deixando uma estreita célula costal aberta (raramente Sc+R quase marginal; nesse caso, asa posterior pedunculada), ou venação completamente ausente. Veia estigmal variável, frequentemente curta (apenas 2r-rs) (como nas Figs. 35.11-12) ou ausente, raramente longa e em curva suave. Tíbia anterior com um esporão apical **31**

31(30). Cabeça fortemente prognata (como nas Figs. 35.31, 34) e pronoto em vista dorsal mais longo que mesoscuto ou pterostigma bem desenvolvido e veia estigmal em curva e longa (como na Fig. 35.15) .... **CHRYSIDOIDEA** (em parte) ... **60**

— Cabeça não prognata; se prognata, então pronoto mais curto que mesoscuto. Pterostigma reduzido ou ausente; se bem desenvolvido, então veia estigmal reta e curta (como nas Figs. 35.11, 12) **32**

32(31). Pronoto, em vista lateral, quase sempre afastado das tégulas (como nas Figs. 35.23, 55-57). Metassoma usualmente não achatado dorso-ventralmente e sem carena lateral. Coloração do corpo variável, muitas vezes metálica. Inserção das antenas variável. Nas fêmeas, porção externa do ovipositor originando-se da parte ventral do metassoma (como nas Figs. 35.55, 56) **33**

— Pronoto, em vista lateral, prolongando-se até as tégulas. Metassoma quase sempre com achatamento dorso-ventral e frequentemente com uma carena lateral. Corpo com coloração não-metálica (exceto por reflexos metálicos em alguns Scelionidae). Antenas inseridas em uma protuberância no meio da fronte (como na Fig. 35.46) ou próximo à margem anterior da cabeça. Nas fêmeas, porção externa do ovipositor originando-se no ápice do metassoma **34**

33(32). Metassoma não peciolado ou pecíolo formado apenas pelo segmento I. Asa anterior quase sempre não espatulada (Fig. 35.11) e apenas com cerdas relativamente curtas na margem apical; se asa com aspecto espatulado e margeada por longas cerdas, então membrana alar não reticulada. Asa posterior mais desenvolvida e com membrana alar. Vespas bastante comuns, frequentemente com mais de 1 mm de comprimento ..... **CHALCIDOIDEA** (em parte) ... **87**

— Metassoma com os dois primeiros segmentos estreitos e cilíndricos, formando um longo pecíolo. Asa anterior espatulada e com longas cerdas na margem apical; membrana alar reticulada. Asa posterior extremamente reduzida, formada apenas pela veia basal, membrana alar ausente. Vespas raramente coletadas e com comprimento menor do que 0,8 mm .... **MYMAROMMATOIDEA 48. Mymarommatidae**

34(32). Alvéolos antenais contíguos com a margem superior do clípeo ou separados da margem por uma distância menor que seu próprio diâmetro, região da fronte ao redor dos alvéolos não protuberante. Metassoma frequentemente não peciolado (como na Fig. 35.49) ou segmento I formando um pecíolo curto ..... **PLATYGASTROIDEA** (em parte) ... **82**

— Alvéolos antenais separados da margem superior do clípeo por uma distância maior que o diâmetro do alvéolo, quase sempre situados em uma protuberância da fronte (como na Fig. 35.46). Metassoma quase sempre com pecíolo bem desenvolvido, segmento I cilíndrico (Fig. 35.46) .... **PROCTOTRUPOIDEA** ... **37. Diapriidae** (em parte)

35(1). Metassoma peciolado, segmento I nodular (ou seja, mais largo na porção central e estreitando-se para as extremidades) (Fig. 35.40), frequentemente segmento II também nodular (Fig. 35.41). Antenas geniculadas (ou seja, escapo formando um ângulo de 90° ou menos com o restante da antena), escapo mais longo que a metade do comprimento do flagelo .... **VESPOIDEA** ... **29. Formicidae** (em parte)

— Metassoma não peciolado (como nas Figs. 35.35, 42) ou, se com pecíolo, então este cilíndrico (ou curto e difícil de ver), formado apenas pelo segmento I ou por parte dele e sem constrição entre os segmentos. Antenas quase sempre não-geniculadas, escapo em geral mais curto que a metade do comprimento do flagelo **36**

36(35) Mesossoma extremamente modificado, com fusão completa dos escleritos (Fig. 35.42), sem indicação de qualquer sutura transversal em vista dorsal. Corpo coberto por pilosidade abundante (Fig. 35.42) e frequentemente com coloração contrastante e aposemática, pontuação pilígera muito grosseira, em geral formando fóveas profundas .... **VESPOIDEA** ... **30. Mutillidae**

— Mesossoma apenas com fusão parcial dos escleritos, pelo menos separação entre o pronoto e restante do mesossoma indicada por sutura transversal conspícua, muitas vezes outras suturas também presentes. Pilosidade do corpo em geral escassa e pontuação fina ou ausente **37**

37(36). Perna anterior bastante alongada, distintamente mais longa que perna média, seu ápice modificado em pinça raptorial formada pelo último tarsômero e por uma das garras (Fig. 35.35) ..... **CHRYSIDOIDEA** ... **20. Dryinidae**

— Perna anterior com comprimento semelhante ao da perna média, desprovida de pinça apical **38**

38(37). Machos encontrados apenas dentro de sicônios de figueiras (*Ficus* spp.) **39**

— Fêmeas ou então machos não associados a figos **40**

39(38). Asas reduzidas, asa anterior com pterostigma e parte da venação presente ..... **ICHNEUMONOIDEA** ... **16. Braconidae**

— Asas completamente ausentes ou muito rudimentares e sem qualquer venação presente .... **CHALCIDOIDEA** (em parte) ... **87**

40(38). Antena com 13 ou mais flagelômeros **41**

— Antena com menos de 13 flagelômeros **42**

41(40). Cabeça fortemente prognata, região de inserção das antenas projetada para frente. Pernas curtas e robustas, fêmur anterior fortemente inchado. Metassoma séssil ..... **CHRYSIDOIDEA .23. Sclerogibbidae** (em parte)

— Cabeça hipognata, região de inserção das antenas não projetada. Pernas delgadas, fêmur anterior não inchado. Metassoma peciolado ..... **ICHNEUMONOIDEA** (em parte) ... **57**

42(40). Região de inserção das antenas distintamente protuberante e alinhada, em vista lateral, na metade dos olhos (como na Fig. 35.46) **43**

— Região de inserção das antenas não protuberante (se um pouco protuberante, então antenas, em vista lateral, sempre inseridas abaixo da margem inferior do olho) **44**

43(42). Cabeça, em vista lateral, subcônica. Antena com oito flagelômeros e filiforme, flagelômeros subiguais em comprimento. Tergo metassomal I mais curto que o II ..... **CHRYSIDOIDEA ... 21. Embolemidae**

— Cabeça, em vista lateral, subesférica. Antena em geral com mais de oito flagelômeros e quase sempre clavada, flagelômeros basais curtos e apicais mais longos. Primeiro tergo metassomal aparente muito mais longo que demais tergos ..... **PROCTOTRUPOIDEA ... 37. Diapriidae** (em parte)

44(42). Olhos compostos reduzidos ou ausentes, ocelos quase sempre ausentes. Mesossoma extremamente modificado, sem qualquer resquício das asas ou tégulas; geralmente com uma forte constrição na base do propódeo **45**

— Olhos compostos bem desenvolvidos, ocupando mais da metade da face em vista lateral, ocelos normalmente presentes. Mesossoma em geral semelhante ao das formas aladas, frequentemente com asas vestigiais e tégulas presentes; base do propódeo sem constrição ou apenas levemente constrita **46**

45(44). Corpo, em geral, com mais de 5 mm de comprimento. Comprimento do metassoma igual ou maior que o da cabeça e mesossoma juntos. Ápice do metassoma truncado, quase sempre formando um pigídio bastante elaborado ..... **VESPOIDEA ... 35. Tiphiidae**

— Corpo, em geral, com menos de 5 mm de comprimento. Comprimento do metassoma menor que o da cabeça e mesossoma juntos. Ápice do metassoma afilado, sem formar um pigídio ..... **CHRYSIDOIDEA** (em parte) ... **60**

46(44). Antenas não geniculadas e filiformes, escapo variável, mais curto que os flagelômeros basais em alguns grupos **47**

— Antenas geniculadas e quase sempre clavadas, escapo muito mais longo que qualquer dos artículos seguintes **48**

47(46). Vespas com pelo menos 5 mm de comprimento. Antenas longas, com comprimento maior do que o da cabeça e mesossoma juntos ..... **VESPOIDEA ... 32. Rhopalosomatidae**

— Vespas com menos de 5 mm de comprimento. Antenas curtas, seu comprimento apenas ultrapassando o da cabeça ..... **CHRYSIDOIDEA ... 18. Bethylidae**

48(46). Ovipositor externalizando-se a partir da região ventral do metassoma (como na Fig. 35.56). Coloração variável, podendo ser metálica em alguns grupos. Pronoto, em vista lateral, não se prolongando até as tégulas ..... **CHALCIDOIDEA** (em parte) ... **87**

— Ovipositor externalizando-se a partir do ápice do metassoma (como na Fig. 35.28). Coloração nunca metálica. Pronoto, em vista lateral, prolongando-se até as tégulas **49**

49(48). Base do metassoma com carenas longitudinais ..... **CERAPHRONOIDEA ... 54**

— Base do metassoma desprovida de carenas longitudinais ..... **PLATYGASTROIDEA** (em parte) ... **82**

50(4). **TENTHREDINOIDEA**. Flagelo antenal constituído por um único e longo flagelômero, que pode ser bifurcado em machos de algumas espécies ..... **1. Argidae**

— Flagelo antenal com três ou mais flagelômeros **51**

51(50). Veia 2r-rs presente na asa anterior (Fig. 35.4) **52**

— Veia 2r-rs ausente na asa anterior **53**

52(51). Antena filiforme, ocasionalmente serreada ou subclavada, quase sempre com nove artículos. Vespas com corpo mais esguio e cilíndrico (Fig. 35.25) ..... **4. Tenthredinidae** (em parte)

— Antena capitada, com 5-6 artículos (Fig. 35.2). Vespas usualmente com corpo robusto, tórax com aspecto esférico (Fig. 35.1) ..... **2. Cimbicidae**

53(51). Célula anal ausente na asa posterior. Asa anterior com célula anal peciolada (como na Fig. 35.4) ou ausente. Antena variável, filiforme, serreada ou pectinada, curta, com 5 a 6 artículos ou com até 25 artículos, raramente com nove artículos ..... **3. Pergidae**

— Célula anal presente na asa posterior (como na Fig. 35.5). Asa anterior com célula anal sempre presente, peciolada (como na Fig. 35.4) ou completa. Antena quase sempre com nove artículos ..... **4. Tenthredinidae** (em parte)

54(30, 49). **CERAPHRONOIDEA**. Asa anterior com pterostigma reduzido, linear (Figs. 35.13, 28). Tíbia média com um esporão. Esporão mais longo, na tíbia anterior, com ápice não-bifurcado. Margem anterior do metassoma, em vista dorsal, apenas fracamente constrita. Antena com 5 a 9 flagelômeros. Notaulos ausentes ..... **10. Ceraphronidae**

— Asa anterior usualmente com pterostigma bem desenvolvido. Tíbia média com dois esporões. Esporão mais longo, na tíbia anterior, com ápice bifurcado. Margem anterior do metassoma, em vista dorsal, formando uma forte constrição. Antena com 9 flagelômeros. Mesoscuto normalmente com notaulos bem marcados ..... **11. Megaspilidae**

55(14). **EVANIOIDEA**. Metassoma pequeno e curto, em vista lateral usualmente menor que o mesossoma (Fig. 35.30), nunca conspicuamente maior ou mais longo; primeiro segmento cilíndrico, tergo e esterno fusionados. Asa posterior com lóbulo jugal quase sempre presente e bem desenvolvido. Propleura vertical e relativamente curta, suas duas metades não unidas dorsalmente ..... **14. Evaniidae**

— Metassoma de proporções normais, em vista lateral mais longo que a soma do comprimento da cabeça e mesossoma; primeiro segmento cônico, tergo e esterno não-fusionados. Asa posterior sem lóbulo jugal. Propleura horizontal e alongada, metades unidas dorsalmente e formando um 'pescoço' ou 'pecíolo' entre a cabeça e restante do mesossoma **56**

56(55). Alvéolos antenais posicionados na metade ventral da face, próximo à margem inferior dos olhos. Veia 2m-cu presente na asa anterior. Tíbia posterior delgada, porção apical apenas um pouco mais engrossada do que a base ..... **13. Aulacidae**

— Alvéolos antenais posicionados no meio da face, aproximadamente na metade do comprimento dos olhos. Veia 2m-cu ausente na asa anterior. Tíbia posterior claviforme, porção apical muito mais engrossada que a base ..... **15. Gasteruptiidae**

57(11,18,25,41). ICHNEUMONOIDEA. Asas completamente desenvolvidas **58**

— Ápteros ou braquípteros **59**

58(57). Asa anterior sem veia 2m-cu. Asa posterior com a célula radial (indicada por asterisco na Fig. 35.10) não se estendendo além do ponto de divergência entre as veias R e Rs ..... **16. Braconidae**

— Asa anterior com veia 2m-cu distinta (como na Fig. 35.20), muito raramente ausente (*Ophionellus* Westwood, Anomalinae; *Romaniella* Cushman, Banchinae). Asa posterior com a célula radial alongada a ponto de ultrapassar o ponto de divergência entre as veias R e Rs ..... **17. Ichneumonidae** (em parte)

59(57). Estrutura bucal do tipo ciclóstomo (com ampla escavação circular entre as mandíbulas) ou com mandíbulas do tipo exodonte (mandíbulas amplamente separadas quando fechadas) ..... **16. Braconidae**

— Estrutura bucal não especializada ..... **17. Ichneumonidae** (em parte)

60(21,28,31,45).CHRYSIDOIDEA. Antena com 13 ou mais flagelômeros. Fêmur anterior inchado, na fêmea de maneira bastante acentuada. Fêmea áptera e com a tíbia anterior alargada ..... **23. Sclerogibbidae**

— Antena com 8-11 flagelômeros. Fêmur anterior não alargado ou inchado. Fêmea alada, braquíptera ou áptera, sua tíbia anterior quase sempre delgada **61**

61(60). Antena com 8 flagelômeros. Asa posterior, quando presente, sem veia anal **62**

— Antena com 10 ou 11 flagelômeros. Asa posterior, quando presente, com veia anal **63**

62(61). Cabeça, em vista lateral, subtriangular a subcônica. Região de inserção das antenas distintamente protuberante e alinhada, em vista lateral, na metade do olho. Tarso anterior da fêmea normal, garras pequenas e de tamanhos semelhantes ..... **21. Embolemidae**

— Cabeça, em vista lateral, semiesférica a subtriangular. Região de inserção das antenas não protuberante e alinhada, em vista lateral próximo à margem inferior do olho. Tarso anterior da fêmea quase sempre modificado em pinça raptorial formada pelo último tarsômero e por uma das garras ... **20. Dryinidae**

63(61). Asa posterior, quando presente (macho apenas), com pelo menos duas células fechadas por veias tubulares. Flagelo com pilosidade ereta conspícua, mais desenvolvida nos machos, cerdas mais longas que diâmetro do flagelo. Fêmea áptera; mesotórax em vista dorsal aproximadamente tão longo quanto pronoto; mesonoto e mesopleura completamente fundidos, sem indicação de sutura entre os escleritos ... **22. Plumariidae**

— Asa posterior, quando presente (ambos os sexos), desprovida de células fechadas ou com apenas uma célula fechada por veias tubulares. Pilosidade do flagelo variável, em geral cerdas eretas mais curtas ou subiguais ao diâmetro do flagelo. Fêmea variável, quando áptera, mesotórax em vista dorsal conspicuamente mais curto que pronoto e sutura entre mesonoto e mesopleura distintamente indicada **64**

64(63). Metassoma com menos de seis tergos expostos, porção apical nas fêmeas, quando exposta, em forma de um tubo articulado (Fig. 35.33). Integumento frequentemente com brilho metálico. Propódeo quase sempre com projeções laterais pontiagudas. Cabeça frequentemente hipognata. Pronoto separado das tégulas por uma expansão do mesoscuto ..... **19. Chrysididae**

— Metassoma com seis ou sete tergos expostos, porção apical nas fêmeas, quando exposta, em forma de um ferrão pontiagudo (Fig. 35.36). Integumento raramente com brilho metálico. Propódeo sem projeções laterais. Cabeça frequentemente prognata. Pronoto, nas formas aladas, contatando as tégulas **65**

65(64). Prosterno muito desenvolvido, sua superfície ventral ampla e em forma de losango. Margem anterior do pronoto não projetada, deixando a porção anterior da propleura exposta em vista dorsal. Trocânter anterior inserido ântero-lateralmente na coxa. Prepectos separados entre si e posicionados lateralmente no mesepisterno ..... **24. Scolebythidae**

— Prosterno quase sempre reduzido, sua superfície ventral pequena e triangular, raramente desenvolvido e em forma de losango. Margem anterior do pronoto projetada para frente e encobrindo a porção anterior da propleura em vista dorsal; se margem não projetada, então metades da propleura fundidas dorsalmente. Trocânter anterior inserido no ápice posterior da coxa. Prepectos fundidos entre si, formando uma borda contínua ao longo da margem anterior do mesepisterno ..... **18. Bethylidae**

66(17). APOIDEA. Alvéolos antenais voltados para baixo, sua porção superior recoberta por uma forte expansão da fronte, algumas vezes margem apical das expansões unidas no meio e formando uma estrutura única ocupando a região entre os alvéolos. Região póstero-ventral do mesepisterno não expandida entre as coxas médias, côndilo da articulação medial, em geral, ocultado pela coxa, se exposto então bem afastado da linha média do corpo. Base da coxa média estreita e pedunculada. Carena omaular presente. Sulco mesepisternal ausente ..... **25. Ampulicidae**

— Alvéolos antenais usualmente voltados para frente, sua margem superior não expandida ou apenas levemente expandida em comparação com margem inferior, raramente inclinados para baixo. Região póstero-ventral do mesepisterno expandida e formando uma aba entre as coxas médias, côndilo da articulação medial situado na margem da aba mesepisternal. Base da coxa média usualmente ampla, não pedunculada. Carena omaular variável, frequentemente ausente. Sulco mesepisternal, em geral, presente (como na Fig. 35.21), pelo menos na porção lateral logo abaixo da articulação da asa anterior **67**

67(66). Metassoma com pecíolo cilíndrico, sem indicação de sutura lateral. Lobo jugal da asa posterior amplo, tão longo quanto lobo vanal, e contendo veia A3. Tergo apical sem qualquer placa pigidial. Coxa média sem carena lateral ..... **28. Sphecidae**

— Metassoma variável, frequentemente não-peciolado (como nas Figs. 35.37-38), se peciolado então com indicação de sutura lateral (separação entre tergo e esterno) e asa posterior com lobo jugal bem mais curto que lobo vanal e veia A3 ausente. Tergo apical usualmente com uma placa pigidial (tergo VI nas fêmeas e tergo VII nos machos). Coxa média frequentemente com carena lateral, algumas vezes formando uma forte lamela **68**

68(67). Corpo coberto por cerdas (pelos) simples, sem ramificações. Tarsômero I da perna posterior aproximadamente tão largo quanto demais tarsômeros. Garras tarsais simples. Tíbia média com um ou dois esporões ..... **27. Crabronidae**

— Corpo coberto por pilosidade plumosa (Fig. 35.37), se pilosidade pouco evidente, então pelo menos algumas cerdas (pelos) plumosas evidentes nas porções dorso-laterais do propódeo. Tarsômero I da perna posterior quase sempre distintamente mais largo que demais tarsômeros. Garras tarsais variáveis, frequentemente bífidas. Tíbia média com apenas um esporão (algumas vezes ausente) ..... **26. Apidae**

69(22, 35). VESPOIDEA. Metassoma peciolado (Figs. 35.39-41), segmento I nodular (ou seja, mais largo na porção central e estreitando-se, em geral abruptamente, nas extremidades), frequentemente segmento II também nodular e/ou segmento III com uma distinta constrição na porção basal. Órbitas internas retas ou levemente emarginadas. Tamanho dos olhos compostos variável, frequentemente pequenos e ocupando menos da metade da face, em vista lateral (como na Fig. 35.40). Integumento com coloração uniforme, variando de preto a castanho-claro, áreas pigmentadas de amarelo e com brilho metálico nunca presentes ..... **29. Formicidae**

— Metassoma não-peciolado, ou se peciolado, então segmento I alongado (como na Fig. 35.45) ou atingindo sua maior espessura de modo gradual, segmentos II e III telescopados (como nas Figs. 35.43-44), base do segmento III raramente com constrição evidente. Órbitas internas variáveis, frequentemente com uma forte reentrância (como nas Fig. 35.7 e 44). Olhos compostos em geral ocupando mais da metade da face, em vista lateral (como nas Figs. 35.43-45). Integumento com coloração variável, frequentemente com áreas pigmentadas de amarelo ou, mais raramente, com brilho metálico **70**

70(69). Vespas robustas e em geral grandes (pelo menos 10 mm de comprimento), fêmeas com pernas curtas e grossas. Porção distal das asas finamente corrugada. Metepisterno expandido ventralmente, encobrindo a base das coxas posteriores, sua superfície nivelada com a porção ventral do mesepisterno. Base das coxas médias, bem como das posteriores, amplamente separadas entre si. Macho com três fortes espinhos projetando-se no ápice do metassoma ..... **34. Scoliidae**

— Vespas em geral mais esguias e frequentemente com pernas alongadas e finas (como nas Figs. 35.43-45), tamanho do corpo variável. Porção distal das asas não corrugada. Metepisterno não expandido e não encobrindo a base das coxas posteriores. Base das coxas médias e posteriores quase sempre contíguas. Macho com o ápice do metassoma variável, simples, com o último esterno em gancho ou com dois espinhos, nunca com três espinhos **71**

71(70). Laterais do mesepisterno atravessadas longitudinalmente por um sulco reto diagonal passando pelo escrobo. Pernas alongadas e esguias, principalmente as posteriores (Fig. 35.43). Órbitas internas retas ou levemente emarginadas, raramente com forte reentrância ..... **31. Pompilidae**

— Laterais do mesepisterno sem sulco longitudinal passando pelo escrobo. Pernas variáveis. Órbitas internas frequentemente com uma forte reentrância **72**

72(71). Órbitas internas retas, levemente emarginadas ou com uma reentrância rasa **73**

— Órbitas internas com uma forte reentrância, em forma de U ou V, em sua porção superior (como nas Figs. 35.7, 44) **74**

73(72). Corpo coberto por pilosidade abundante e longa, frequentemente com coloração contrastante e aposemática. Integumento com coloração variando de preto a castanho-claro, sem áreas pigmentadas de amarelo. Garras tarsais das pernas médias e posteriores simples. Machos quase sempre com uma faixa estreita especializada de cerdas (pêlos) finas nas laterais do tergo II ..... **30. Mutillidae** (em parte)

— Corpo com pilosidade pouco desenvolvida e em geral inconspícua. Integumento com coloração variável, frequentemente com áreas pigmentadas de amarelo. Garras tarsais das pernas médias e posteriores bífidas. Machos sem faixa de cerdas nas laterais do tergo II .... **35. Tiphiidae** (em parte)

74(72). Antena com uma ou duas cerdas eretas conspícuas na margem dorsal apical dos cinco flagelômeros basais. Célula costal da asa anterior obliterada, veias C e Sc+R contíguas ao longo de seu comprimento. Fêmeas com os quatro tarsômeros distais achatados e largos ..... **32. Rhopalosomatidae**

— Antena desprovida de cerdas eretas conspícuas nos flagelômeros basais. Célula costal da asa anterior distinta, veias C e Sc+R separadas, pelo menos em parte do seu comprimento, por uma área membranosa. Fêmeas com os tarsômeros não especializados **75**

75(74). Asa anterior quase sempre dobrada longitudinalmente e com a célula 1M muito alongada, veia Cu, entre 1cu-a e 1m-cu, pelo menos 3,5 vezes mais longa que altura máxima da célula 1M. Porção do mesoscuto anterior à tangente passando pelo bordo anterior da tégula mais longa que porção posterior (Fig. 35.6). Alvéolos antenais voltados para frente (Fig. 35.7), sua margem superior não expandida ou apenas levemente expandida em comparação com margem inferior .... **36. Vespidae**

— Asa anterior não dobrável longitudinalmente e com a célula 1M não muito alongada, veia Cu, entre 1cu-a e 1m-cu, menos de três vezes mais longa que altura máxima da célula 1M. Porção do mesoscuto anterior à tangente passando pelo bordo anterior da tégula mais curta que porção posterior. Alvéolos antenais voltados para baixo ou para os lados e com sua porção superior recoberta por uma forte expansão da fronte **76**

76(75). Ápice do esterno VIII do macho em forma de gancho voltado para cima. Região posterior ventral do mesepisterno projetada para trás na forma de um par de abas que recobrem a base das coxas médias ..... **35. Tiphiidae** (em parte)

— Ápice do esterno VIII do macho não formando um gancho. Região posterior ventral do mesepisterno não projetada ... **77**

77(76). Corpo coberto por pilosidade abundante e longa, frequentemente com coloração contrastante e aposemática. Integumento com coloração variando de preto a castanho-claro, sem áreas pigmentadas de amarelo. Garras tarsais das pernas médias e posteriores simples. Metassoma peciolado, tergo I muito mais curto e estreito que o seguinte. Machos quase sempre com uma faixa estreita especializada de cerdas finas nas laterais do tergo II ..... **30. Mutillidae** (em parte)

— Corpo com pilosidade inconspícua e em geral pouco desenvolvida. Integumento preto, com áreas pigmentadas de amarelo (Fig. 35.44). Garras tarsais das pernas médias e posteriores com um dente ventral. Metassoma não peciolado (Fig. 35.44), tergo I tão largo quanto e mais longo que o seguinte. Machos sem faixa de cerdas nas laterais do tergo II ... . **33. Sapygidae**

78(20,26,28). PROCTOTRUPOIDEA. Comprimento do corpo em geral mais longo que 20 mm, metassoma da fêmea muito alongado, pelo menos três vezes mais longo que restante do corpo. Basitarso posterior distintamente mais curto que o segundo tarsômero ..... **40. Pelecinidae**

— Comprimento do corpo quase sempre menor que 20 mm, metassoma de comprimento variável, quando alongado, menos de três vezes mais longo que o restante do corpo. Basitarso posterior mais longo que o segundo tarsômero **79**

79(78). Metassoma alongado (Fig. 35.47), tergo III da fêmea aproximadamente tão longo quanto tergo IV. Pronoto sobrepassando a margem anterior do mesoscuto .... **39. Monomachidae**

— Metassoma relativamente curto (como nas Figs. 35.46, 48), tergo III distintamente mais longo que tergo IV. Pronoto justaposto ao mesoscuto, sua margem posterior não sobrepassando a margem anterior do mesoscuto, ambos separados por uma sutura distinta **80**

80(79). Escapo bastante alongado, pelo menos 2,5 vezes mais longo que largo. Face ao redor da inserção da antena usualmente protuberante (Fig. 35.46), alvéolos antenais voltados para cima. Pterostigma ausente ..... **37. Diapriidae**

— Escapo curto, no máximo 2,2 vezes mais longo que largo. Face ao redor da inserção da antena não protuberante. Pterostigma presente **81**

81(80). Antena com 13 flagelômeros (base do primeiro flagelômero diferenciada em um anel, dando a impressão de constituir um flagelômero anular adicional). Garras tarsais pectinadas .... **38. Heloridae**

— Antena com 11 flagelômeros. Garras tarsais simples ou bífidas ..... **41. Proctotrupidae**

82(34,49). PLATYGASTROIDEA. Tergo metassomal II não distintamente mais longo que os demais, no máximo com aproximadamente o mesmo comprimento que o tergo III .... **43. Scelionidae** (em parte)

— Tergo metassomal II distintamente mais longo que os demais, sempre muito mais longo que tergo III **83**

83(82). Asa anterior sem veias ou, se veia submarginal presente, então esta não atingindo a margem anterior da asa e a veia estigmal ausente. Antena com 8 ou menos flagelômeros; macho com segundo flagelômero (às vezes o primeiro) modificado ... **42. Platygastridae**

— Veia submarginal (Rs) da asa anterior atingindo a margem anterior da asa próximo ao centro, daí divergindo abruptamente da margem (como a veia estigmal) (Fig. 35.12). Antena usualmente com 10 a 11 flagelômeros, raramente 8; macho com terceiro flagelômero especializado ..... **43. Scelionidae** (em parte)

84(14,19,24,29). CYNIPOIDEA. Mesoscuto liso ou com esculturação fina, em geral sem fóveas ou cristas fortes; cristas transversais, quando presentes, fracas e irregulares. Pronoto em geral sem crista transversal. Vespas pequenas (Figs. 35.50-51), com 1 a 6 mm de comprimento **85**

— Mesoscuto com esculturação grosseira, com fóveas e/ou com cristas transversais fortes. Pronoto com uma crista transversal distinta, pelo menos na porção central. Vespas relativamente grandes (Fig. 35.52), com 5 a 30 mm de comprimento, em geral com mais de 10 mm **86**

85(84). Mesoscuto muito liso e polido, notaulos ausentes. Escutelo desprovido de fóveas ou sulco basais, uniformemente convexo, sem placa dorsal ovalada ou projeções espiniformes; axilas bem desenvolvidas e evidentes. Venação bastante reduzida, asa anterior desprovida de células fechadas, veias não atingindo margem costal. Vespas indutoras de galhas em ramos de *Acacia* e *Prosopis* (Mimosaceae) ... **44. Cynipidae**

— Sem a combinação de caracteres acima ..... **45. Figitidae**

86(84). Célula marginal pelo menos nove vezes mais longa que larga. Porções laterais do pronoto sem escultura foveada. Perna posterior com fêmur curto, seu comprimento aproximadamente igual ao da coxa e menor que o da tíbia. Metassoma alongado e fortemente comprimido lateralmente, em particular nas fêmeas ..... **46. Ibaliidae**

— Célula marginal no máximo seis vezes mais longa da que larga. Porções laterais do pronoto pelo menos parcialmente com escultura foveada. Perna posterior com fêmur muito mais longo que a coxa e mais longo que a tíbia. Metassoma com contorno mais arredondado em vista lateral e não fortemente comprimido (Fig. 35.52) .... **47. Liopteridae**

87(3,33,39,48). CHALCIDOIDEA. Fêmur posterior grandemente inchado e em geral com margem ventral denteada (como na Fig. 35.53). Tíbia posterior distintamente encurvada **88**

— Fêmur posterior não fortemente inchado e em geral com margem ventral sem denteação (como nas Figs. 35.54, 56-57). Tíbia posterior em geral normal, raramente encurvada **91**

88(87). Prepecto reduzido, inconspícuo. Tégula alongada ou grande. Integumento normalmente sem brilho metálico **89**

— Prepecto bem desenvolvido. Tégula pequena. Integumento, em geral, com brilho metálico em pelo menos alguma porção do corpo **90**

89(88). Bordo posterior da gena arredondado na porção inferior. Tégula alongada e estreita. Asa anterior, em repouso, dobrada sobre si mesma ao longo de seu comprimento. Ovipositor frequentemente curvado sobre o metassoma e voltado para frente. Machos com maior parte dos tergos metassomais fusionados ..... **57. Leucospidae**

— Bordo posterior da gena normalmente com um forte rebordo lamelado ou carenado na porção inferior. Tégula relativamente grande e arredondada. Asa anterior não dobrada. Ovipositor reto e voltado para trás. Tergos metassomais dos machos não fusionados ..... **51. Chalcididae**

90(88). Órbitas internas, em vista frontal, divergentes na porção inferior da face. Alvéolos antenais posicionados bem abaixo da metade da face ..... **61. Pteromalidae** (em parte)

— Órbitas internas, em vista frontal, aproximadamente paralelas. Alvéolos antenais posicionados aproximadamente na metade da face ..... **64. Torymidae** (em parte)

91(87). Distância alvéolo-ocular quase sempre menor que distância interalveolar. Face frequentemente com linhas desenhando um H. Venação da asa anterior muito reduzida, raramente se prolongando além da metade basal da asa, veias estigmal e pós-marginal quase sempre ausentes. Base da asa posterior peciolada, sem membrana ..... **58. Mymaridae**

— Distância interalveolar em geral menor que a distância alvéolo-ocular. Face sem linhas em forma de H. Venação da asa anterior geralmente se estendendo além da metade basal da asa, veia estigmal quase sempre presente, embora às vezes muito curta **92**

92(91). Mesopleura conspicuamente convexa, com aspecto inchado, normalmente mais longa que alta em vista lateral (como na Fig. 35.55). Esporão da tíbia média grande, seu comprimento normalmente atingindo pelo menos a metade do basitarso. Basitarso da perna média em geral com uma ou mais fileiras de cerdas grossas 93

— Mesopleura não convexa ou apenas fracamente convexa, normalmente mais alta que longa, em vista lateral (como nas Figs. 35.56-57). Esporão da tíbia média não particularmente desenvolvido. Basitarso da perna média sem cerdas grossas 95

93(92). Prepecto inchado, visível em vista dorsal, projetado para frente. Notaulos convergindo fortemente na parte posterior do mesoscuto, em geral unidos ..... **63. Tanaostigmatidae**

— Prepecto plano, não visível em vista dorsal. Notaulos ausentes ou, quando presentes, em geral não se unindo posteriormente 94

94(93). Coxa média inserida na metade anterior da mesopleura (mais próxima à coxa anterior). Asa anterior com veia marginal muito curta, normalmente mais curta que veia estigmal. Cercos deslocados para a região anterior do metassoma. Axilas alongadas transversalmente, tocando-se no meio do tórax ..... **52. Encyrtidae**

— Coxa média inserida na metade posterior da mesopleura. Veia marginal mais longa que veia estigmal. Cercos em posição normal, na região posterior do metassoma. Axilas em geral não alongadas transversalmente e não se tocando no meio do tórax ..... **55. Eupelmidae**

95(92). Veia pós-marginal ausente na asa anterior, membrana alar frequentemente com fileiras retas de cerdas prolongando-se até o ápice da asa. Tarsos com três tarsômeros .... **65. Trichogrammatidae**

— Veia pós-marginal presente ou ausente, membrana alar sem fileiras retas de cerdas prolongando-se até o ápice da asa. Tarsos com quatro ou cinco tarsômeros 96

96(95). Tarsos com quatro tarsômeros. Antena, em geral, com quatro ou menos flagelômeros funiculares, raramente com cinco 97

— Tarsos com cinco tarsômeros, tarso médio raramente com quatro tarsômeros. Antena variável, em geral com cinco ou mais flagelômeros funiculares 98

97(96). Metassoma unido ao mesossoma sem constrição aparente. Esporão da tíbia anterior curvo e com ápice bífido. Vespas de tamanho diminuto, corpo em geral com 1 mm ou menos de comprimento. Integumento raramente com brilho metálico ... . **50. Aphelinidae** (em parte)

— Constrição entre mesossoma e metassoma aparente. Esporão da tíbia anterior curto e reto. Tamanho do corpo e coloração do integumento muito variáveis ..... **54. Eulophidae**

98(96). Cabeça prognata, muito aplainada dorso-ventralmente. Mandíbula com um apêndice alongado sob a cabeça. Tíbias anterior e posterior mais curtas que respectivos fêmures .... **49. Agaonidae** (em parte)

— Cabeça normalmente hipognata, não aplainada dorso-ventralmente. Mandíbula sem apêndice projetando-se sob a cabeça. Tíbias igualmente ou mais longas que respectivos fêmures 99

99(98). Pronoto não visível em vista dorsal, oculto pelo mesoscuto. Mandíbula falciforme. Metassoma sempre peciolado (Fig. 35.54). Escutelo frequentemente com projeções espiniformes, projeções muitas vezes bem longas (Fig. 35.54) .... **53. Eucharitidae**

— Pronoto sempre visível em vista dorsal (como nas Figs. 35.56-57). Mandíbula não falciforme. Metassoma e escutelo variáveis 100

100(99). Metassoma curto, com contorno triangular em vista lateral, com apenas dois a três segmentos principais. Corpo compacto, robusto. Esculturação do mesossoma em geral grossa, com fóveas bem marcadas ..... **60. Perilampidae**

— Formato do metassoma diferente, com mais de três segmentos principais. Formato do corpo e esculturação do mesossoma variáveis 101

101(100). Asa anterior com veia estigmal muito curta, raramente maior e engrossada. Coxa posterior, em geral, muito maior do que coxa anterior. Carena occipital geralmente presente 102

— Asa anterior com veia estigmal normalmente mais longa. Coxa posterior em geral não muito maior do que coxa anterior. Carena occipital variável, frequentemente ausente 103

102(101). Tergos com pontuações pilígeras grossas, formando fóveas. Ovipositor não se prolongando além do ápice do metassoma. Vespas muito raras ..... **59. Ormyridae**

— Tergos com pontuação pilígera mais fina, não formando fóveas. Ovipositor em geral prolongando-se muito além do ápice do metassoma. Vespas relativamente comuns .... **64. Torymidae** (em parte)

103(101). Pronoto, em vista dorsal, retangular, aproximadamente tão longo quanto o mesoscuto (Fig. 35.56). Integumento normalmente negro e/ou amarelo, raramente com brilho metálico. Esculturação do mesossoma frequentemente grossa e bem evidente (Fig. 35.56) ..... **56. Eurytomidae**

— Pronoto em geral não tão desenvolvido, ou mais curto do que mesoscuto. Coloração do integumento variável. Mesossoma em geral com pontuação mais fina 104

104(103). Antena com clava muito longa, sem indicação dos flagelômeros individuais; com dois a quatro flagelômeros anelares e sem funículo. Mesossoma polido; escutelo e axilas fundidos, formando um único esclerito transversal estreito. Membrana da asa anterior praticamente glabra, apenas com uma fileira de cerdas longas na borda da asa .... **62. Signiphoridae**

— Antena com clava mais curta, com pelo menos um ou mais flagelômeros funiculares. Mesossoma em geral não tão liso; escutelo e axilas não fundidos. Membrana da asa anterior normalmente com cerdas pequenas 105

105(104). Antena com quatro ou menos flagelômeros funiculares. Metassoma unido ao mesossoma sem constrição aparente. Notaulos completos ..... **50. Aphelinidae** (em parte)

— Antenas com pelos menos cinco flagelômeros funiculares; ou união entre mesossoma e metassoma com constrição evidente; ou notaulos incompletos 106

106(105). Ovipositor pelo menos duas a três vezes mais longo que o comprimento do corpo; ou veia estigmal longa e quase perpendicular à veia marginal; ou parte posterior do metassoma curvada para baixo e bainha do ovipositor longa (aproximadamente tão longa quanto metassoma) e dirigida

para baixo ou para frente ..... **49. Agaonidae** (em parte)

— Ovipositor nunca tão longo, menos de duas vezes mais longo que o corpo. Veia estigmal diferente. Bainha do ovipositor em geral mais curta que comprimento do metassoma, quando igualmente ou mais longa que metassoma, então dirigida para trás e não para baixo ..... **61. Pteromalidae** (em parte)

TENTHREDINOIDEA

Uma das linhagens mais basais de Hymenoptera, os Tenthredinoidea são amplamente distribuídos e constituem um grupo bastante diverso, com mais de sete mil espécies (Goulet 1993). Na grande maioria das espécies, as larvas alimentam-se de folhas de angiospermas, em condições expostas e, por isso, podem ser facilmente confundidas com larvas de Lepidoptera (Smith 2006a). Estudos envolvendo as relações filogenéticas entre as principais linhagens da superfamília revelaram que as famílias da classificação tradicional são monofiléticas, com exceção de Tenthredinidae (Vilhelmsen 2001; Schulmeister 2003). A despeito da parafilia de Tenthredinidae, nenhuma classificação alternativa foi proposta, em que os diferentes subgrupos sejam separados em táxons monofiléticos com categoria de família.

1. Argidae. Distribuição cosmopolita, mais diversificada na região Neotropical. Somam cerca de 800 espécies, agrupadas em 51 gêneros e seis subfamílias (Smith 1992, 2006a). As larvas da maior parte das espécies alimentam-se exofiticamente e em muitas espécies desenvolvem-se gregariamente sobre a planta hospedeira (Smith 2006a). Um resumo das plantas hospedeiras na região Neotropical foi apresentado por Smith (1992, 2006a). No Brasil, quatro espécies foram estudadas mais detalhadamente (Dias 1975, 1976; Boraschi *et al.* 2005; Badenes-Perez & Johnson 2007). Em três delas, as fêmeas exibem cuidado com os imaturos, guardando os ovos e, em duas das espécies, também as larvas jovens (Dias 1975, 1976; Boraschi *et al.* 2005). Durante todo o período larval, as larvas permanecem agregadas e, em duas das espécies estudadas, ao final do desenvolvimento tecem os casulos e empupam em grupo formando um aglomerado peculiar sobre o tronco das árvores hospedeiras (Dias 1976; Boraschi *et al.* 2005).

A fauna da região Neotropical foi revisada por Smith (1992). Os 27 gêneros e 177 espécies presentes no Brasil podem ser identificados com as chaves em Smith (1992).

2. Cimbicidae. Grupo relativamente pequeno, com cerca de 150 espécies. Exibe um padrão peculiar de distribuição geográfica, com uma das quatro subfamílias restrita ao sul da América do Sul e as outras três com distribuição predominantemente holártica (Smith 1988, 2006a). As larvas são solitárias e alimentam-se de folhas; não há qualquer informação sobre as plantas hospedeiras das espécies na região Neotropical (Smith 1988, 2006a). Está representada no Brasil por Pachylostictinae (Smith 1988). Todos os cinco gêneros e nove espécies da subfamília estão presentes no país e podem ser identificados com as chaves em Smith (1988).

3. Pergidae. Ocorre na região australiana e no continente americano. Contém cerca de 400 espécies e 57 gêneros (Smith 2006a). Como em outros tentredinoideos, a maioria das espécies é fitófaga (Smith 1992, 1995, 2006a). Entretanto, são conhecidos casos de fungivoria (Smith 1995) e detritivoria em espécies com larvas gregárias que se locomovem a grandes distâncias pelo solo (Flores *et al.* 2000). Estudos feitos na Costa Rica em uma espécie de *Perreyia* Brullé mostraram que as larvas são detritívoras, alimentando-se de folhiço, possivelmente fazendo digestão de hifas de fungos (Flores *et al.* 2000). Uma compilação dos hábitos alimentares e das fontes de alimento de Pergidae no Novo Mundo foi apresentada por Smith (2006a). No Brasil, a biologia de uma espécie de *Haplostegus* Konow que se alimenta de folhas de *Psidium* (Myrtaceae) foi estudada por Pedrosa-Macedo (2000, 2007). Existem também observações feitas no Rio Grande do Sul sobre a biologia de *Perreyia* Brullé, cujas agregações de larvas são conhecidas como 'mata-porcos' por causarem envenenamento, podendo levar à morte, quando ingeridas por animais (Camargo 1956; Soares *et al.* 2001).

A fauna da região Neotropical foi revisada por Smith (1990). Das 14 subfamílias reconhecidas por Smith (1990), oito estão presentes na América do Sul, seis delas no Brasil. A fauna brasileira contém 21 gêneros e cerca de 117 espécies, que podem ser identificadas, com exceção das espécies de *Acordulecera* Say, com as chaves em Smith (1990). Um catálogo para a fauna mundial foi publicado por Schmidt & Smith (2006).

4. Tenthredinidae (Fig. 35.25). Relativamente grande e bastante diversificada, com cerca de 350 gêneros e 4 mil espécies em todo o mundo. Entretanto, não é muito diversa na região Neotropical, tendo riqueza comparável à exibida por Argidae e Pergidae (Smith 2006a). Das sete subfamílias reconhecidas (Smith 2003a, 2006b), cinco ocorrem na região Neotropical: Allantinae, Blennocampinae, Heterarthrinae, Nematinae e Selandriinae, todas presentes no Brasil. As larvas da maior parte das espécies alimentam-se exofiticamente, tanto de forma solitária quanto gregária (Smith 2006a,b). Ao final do período de alimentação, as larvas caem ao solo e empupam no folhiço ou dentro do solo (Smith 2006b). As poucas informações sobre as plantas hospedeiras na região Neotropical foram compiladas por Smith (2006a).

Identificação das subfamílias pode ser feita com as chaves em Smith (2003a, 2006a,b) e dos gêneros presentes nos neotrópicos com as chaves de Smith (2006b). Revisões até o nível de espécie estão disponíveis apenas para Nematinae (Smith 2003a; duas espécies no Brasil), Heterarthrinae (Smith 2003a; três) e Allantinae (Smith 2003b; 23). Não existem revisões para Selandriinae e Blennocampinae, as duas maiores subfamílias na região Neotropical, com cerca de, respectivamente, 150 e 100 espécies neotropicais descritas (Smith 2006b).

SIRICOIDEA

5. Siricidae. Predominantemente holártica, com cerca de 90 espécies (Smith 2006a,c). Os adultos medem 15 a 30 mm de comprimento. As larvas desenvolvem-se em madeira morta contendo um fungo simbiótico inoculado pelas fêmeas no momento da oviposição (Smith & Schiff 2002). As larvas então

se alimentariam da madeira atacada pelo fungo, utilizando as celulases secretadas pelo fungo para digerir os fragmentos de madeira (Gauld & Bolton 1988; Smith 2006a,c). No continente americano, sua distribuição original estendia-se da América do Norte até o norte da América Central (Smith 1988, 2006a,c). Atualmente, são conhecidos registros para três espécies introduzidas na América do Sul (Ries 1946; Smith 1988, 2006a,c; Iede *et al.* 1988). No Brasil, *Sirex noctilio* Fabricius, uma espécie paleártica introduzida acidentalmente em tempos recentes, estabeleceu-se no sul e sudeste do País atacando árvores de *Pinus* (Iede *et al.* 1988; Iede & Zanetti 2007). Para *Urocerus flavicornis* (Fabricius), uma espécie norte-americana coletada em 1880 no Mato Grosso (Ries 1946), não há evidências de que tenha se estabelecido (Smith 1988).

XIPHYDRIOIDEA

6. Xiphydriidae (Fig. 35.26). São amplamente distribuídos, ausentes apenas na África. Constituem uma família pequena e relativamente rara (Smith 1988). Os adultos podem ser obtidos de madeira infestada mantida em gaiolas de criação ou mais raramente em armadilhas Malaise. As larvas desenvolvem-se em madeira morta, principalmente em ramos mais finos de árvores e arbustos (Smith 1988). As poucas evidências indicam que as fêmeas injetam esporos de um fungo simbiótico no momento da oviposição (Kajimura 2000). As larvas alimentam-se da madeira atacada pelo fungo, utilizando as celulases secretadas pelo fungo para digerir os fragmentos de madeira. Para as espécies sul-americanas, a única associação confirmada é a de *Derecyrta araucariae* Mecke, obtida a partir de galhos mortos de *Araucaria angustifolia* no Rio Grande do Sul (Mecke *et al.* 2001b). Este constitui o único registro confirmado da associação da família com uma gimnosperma, todos os registros prévios sendo com angiospermas. Está dividida em duas subfamílias, ambas presentes na América do Sul. A fauna da região Neotropical foi revisada por Smith (1988). Apenas o gênero *Derecyrta* Smith, com três espécies, está presente no Brasil (Smith 1988; Mecke *et al.* 2001a).

ORUSSOIDEA

7. Orussidae (Fig. 35.27). Formam um grupo com 16 gêneros e 75 espécies, distribuídas em todas as regiões do mundo, mas com maior diversidade no hemisfério sul, especialmente na África (Goulet 1993; Vilhelmsen 2003, 2004). São claramente monofiléticos e numerosas outras sinapomorfias indicam ainda que é o grupo-irmão dos Apocrita (Vilhelmsen 2001, 2004; Schulmeister 2003). São vespas raramente coletadas, podendo ser encontradas caminhando sobre madeira morta quando em busca de hospedeiros. De modo semelhante à maioria dos Apocrita, são parasitoides, atacando larvas xilófagas de Buprestidae em especial, mas também de Cerambycidae (Coleoptera) e Hymenoptera (Goulet 1993; Vilhelmsen 2004). No Brasil, Mecke *et al.* (2001b) criaram *Ophrynopus depressatus* Smith de ramos de *Araucaria* infestados com larvas de Coleoptera e Hymenoptera (Xiphydriidae). O ovipositor tem até duas vezes o comprimento do corpo, mas é mantido recolhido, estendendo-se internamente até o tórax, entre os músculos do voo, onde faz uma volta em torno do intestino anterior e retorna até o ápice do metassoma; o ovo também ultrapassa o comprimento do corpo (Goulet 1993). Uma vez sobre madeira infestada, a fêmea encontra o hospedeiro em seu interior através de ecolocação (Vilhelmsen *et al.* 2001); contudo, ainda não se conhece o mecanismo através do qual o longo ovipositor é protraído, utilizado e recolhido. Vilhelmsen (2003, 2004) revisou a filogenia da família e forneceu chave para os gêneros do mundo e para espécies de *Orussus* Latreille. Smith (1988) e Vilhelmsen & Smith (2002) revisaram os gêneros e espécies neotropicais. Para o Brasil, são conhecidas sete espécies em dois gêneros (Vilhelmsen & Smith 2002).

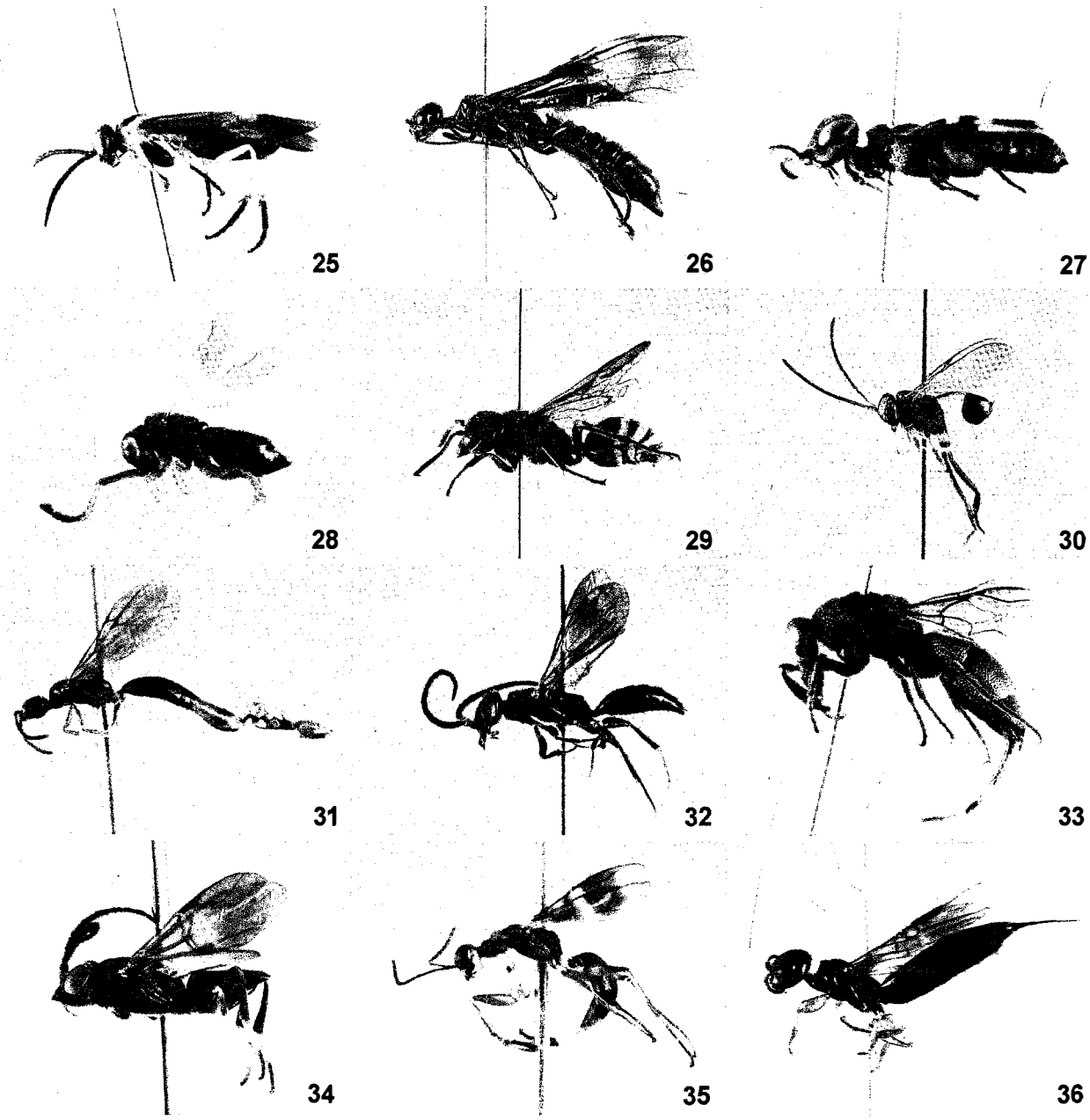
STEPHANOIDEA

8. Stephanidae. Grupo pequeno, com 11 gêneros e 321 espécies atuais (Aguiar 2004b). Ocorrem em todo mundo, com cerca de 45% das espécies na região Oriental, porém mais diversos morfologicamente na região Afrotropical; nas Américas, a área de maior diversidade de gêneros e espécies é na Amazônia Central. O grupo é claramente monofilético, com oito sinapomorfias (Rasnitsyn 1988; Vilhelmsen 1997). São normalmente raros em coleções e na natureza, mas muitos indivíduos e espécimes podem acumular em torno de madeira derrubada (velha ou recente); nessas circunstâncias, são mais eficientemente coletados por procura direta e também podem ser atraídos por bandejas d'água azuis (Aguiar & Sharkov 1997). O voo e outros movimentos do adulto são lentos e fracos, e juntamente com a coloração críptica contribuem para tornar os espécimes difíceis de visualizar e acompanhar em seu ambiente. No entanto, aglomerações de fêmeas para oviposição ocorrem em vários grupos de Stephanidae. Armadilhas Malaise podem coletar espécies de voo mais possante, mas em geral são ineficientes para a maioria dos Stephanidae. Algumas espécies são atraídas por armadilhas luminosas (Aguiar 2004a). São ectoparasitoides solitários de larvas de insetos xilófagos, especialmente Cerambycidae e Buprestidae, além de alguns Bostrichidae (Coleoptera), Siricidae e Apoidea (Hymenoptera) (vide Aguiar 2004b). A maior parte do que se conhece sobre o desenvolvimento é baseado em Taylor (1967). Alguns Stephanidae usam o ovipositor para penetrar madeira sólida, mas outros parecem sondar fendas pré-existentes (Gauld 1995d); a larva hospedeira é aparentemente ferroada e paralisada antes que um ovo seja depositado sobre ela (Taylor 1967). Ao emergir, a larva suga a larva hospedeira através de uma pequena incisão no integumento; em seis semanas, todo interior do hospedeiro é consumido e a larva parasitoide empupa, sem formar casulo. Ao emergir, o adulto está confinado numa apertada galeria de madeira, de onde escapa aplicando os tubérculos pontudos da cabeça contra as paredes da galeria, puxando para cima e para trás, impulsionando assim o corpo para frente (Aguiar 2004a). Nesse processo, é provavelmente auxiliado pela movimentação geral do corpo e pela forte esculturação cuticular, que fornece aderência, evitando que retroceda (Quicke 1997). Aguiar (2004b) catalogou as espécies do mundo, informando sobre hospedeiros e localização de espécimes-tipo. Aguiar (1998) forneceu chave

para os gêneros neotropicais, redefiniu e revisou o gênero *Hemistephanus* Enderlein, esse trabalho complementado em Aguiar (2004a). Na região Neotropical, estão presentes três gêneros e 44 espécies, 32 delas no Brasil.

MEGALYROIDEA

9. Megalyridae. Grupo de vespas extremamente raras, com 10 gêneros e cerca de 45 espécies no mundo. Ocorrem primariamente em florestas tropicais antigas, na Austrália, Ásia e África. Shaw (1990) revisou a filogenia e a biogeografia da família. A família é monofilética, com pelo menos três claras sinapomorfias (Shaw 1990, 2003). São parasitoides primários em larvas ou pupas de Coleoptera, como Cerambycidae, Buprestidae e Bostrichidae; às vezes também atacam larvas de Crabronidae (Pemphredoninae) em seus ninhos de barro (Naumann 1987). Rodd (1951) descreveu o comportamento de oviposição de uma espécie australiana: a fêmea localiza a larva hospedeira sob a madeira, com auxílio de leves toques das antenas, e o ovipositor é então inserido na galeria da larva, atravessando



Figuras 35.25-36. Hábito, forma adulta, vl. **25**, *Arcoclypea* Malaise, fêmea (Tenthredinidae); **26**, *Derecyrta* Smith, fêmea (Xiphydriidae); **27**, *Ophrynopus* Konow, fêmea (Orussidae); **28**, *Ceraphron* Jurine, fêmea (Ceraphronidae); **29**, *Trigonalys* Westwood, fêmea (Trigonalidae); **30**, *Semaeomyia* Bradley, fêmea (Evaniidae); **31**, *Rhabdepyris* Kieffer, casal capturado em cópula (Bethylidae); **32**, *Pseudisobrachium* Kieffer, macho (Bethylidae); **33**, *Chrysis* L., fêmea (Chrysididae); **34**, *Dryinus* Latreille, macho (Dryinidae); **35**, *Dryinus*, fêmea; **36**, *Clystopsenella* Kieffer, fêmea (Scolebythidae).

o tampão de serragem que sela a entrada, ou é inserido na madeira sólida. No Brasil, os dois únicos exemplares conhecidos, um de Santa Catarina e o outro do Pará, pertencem a duas espécies de *Cryptalyra* Shaw (Shaw 1987; Azevedo & Tavares 2006). A espécie descrita de Santa Catarina, *C. plaumanni* Shaw, é o menor Megalyridae já encontrado, com 2,9 mm de comprimento, excluindo o ovipositor.

CERAPHRONOIDEA

Representa um grupo relativamente isolado dentro de Apocrita (Sharkey 2007), com apenas duas famílias reconhecidas na fauna vivente, ambas com distribuição cosmopolita. São vespas parasitoides de tamanho reduzido, corpo de modo geral medindo de 1 a 3 mm de comprimento, podendo ser menores ou, mais raramente, ter mais que 4 mm. Superficialmente assemelham-se aos Platygastroidea, principalmente Scelionidae. A presença de dois esporões na tíbia anterior é única entre os Apocrita e constitui possivelmente uma plesiomorfia e não uma reversão. A fauna da região Neotropical é pouca estudada, com cerca de apenas 90 espécies descritas (Fernández 2006a).

10. Ceraphronidae (Fig. 35.28). Grupo com 14 gêneros e 302 espécies em todo o mundo (Johnson & Musetti 2004). Apesar do tamanho reduzido (corpo com 0,5 a 3 mm de comprimento), são relativamente comuns e muitos exemplares podem ser coletados com varredura, bandejas amarelas, armadilhas Malaise ou extratores Winkler (solo). Dessart (1995) reconheceu dois grandes grupos: (1) os que atacam hospedeiros pequenos, ativos e relativamente expostos e (b) os que atacam pré-pupas de outras vespas parasitoides. Algumas espécies são endoparasitoides de Cecidomyiidae e pupários de Diptera, Hemiptera, Lepidoptera, Neuroptera e Thysanoptera, ou são hiperparasitoides em casulos de Braconidae; alguns estão associados a formigas. É conhecido também um caso de parasitismo em vespas crabronídeas em que cinco larvas de uma espécie não-identificada de *Ceraphron* Jurine foram encontradas parasitando uma larva madura de *Microstigmus* Ducke (Melo & Campos 1993).

Dessart & Cancemi (1987) forneceram chave para os gêneros do mundo e Johnson & Musetti (2004) catalogaram a fauna mundial. Nas Américas, ocorrem seis gêneros (Dessart 1995) e 16 espécies na região Neotropical (N. F. Johnson, comunicação pessoal). Para o Brasil, há o registro de uma espécie, *Ceraphron sylviae* Dessart, de localidade desconhecida (Loiácono & Margaría 2002). Contudo, o grupo é muito mais diverso no Brasil, como indicado por Aguiar *et al.* (2006), que encontraram 19 espécies em uma pequena área de Mata Atlântica em São Paulo.

11. Megaspilidae. Grupo com 13 gêneros e 301 espécies em todo mundo (Johnson & Musetti 2004). Apesar do tamanho reduzido (corpo com 1 a 4 mm de comprimento), podem ser relativamente abundantes, embora pareçam ser mais comuns em florestas de altitude, acima de 1300 m (Dessart 1995). Talvez por isso, são aparentemente menos comuns no Brasil do que os Ceraphronidae, mas, tal como essa família, são coletados com todos os métodos mais eficientes para Hymenoptera. Os Megaspilidae são primariamente ectoparasitoides em casulos ou pupas de Diptera, mas também atacam Coccoidea (Hemiptera), Neuroptera, Coleoptera, Mecoptera, ou são hiperparasitoides em casulos de Aphidiinae (Braconidae) (Dessart 1995; Tavares 1996). Dessart & Cancemi (1987) forneceram chave para os gêneros do mundo e Johnson & Musetti (2004) catalogaram as espécies do mundo. Para o Brasil, Loiácono & Margaría (2002) registraram apenas uma espécie, *Dendrocerus sylviae* Dessart, do Pará. Contudo, Tavares (1996) havia registrado também *D. carpenteri* (Curtis), uma espécie europeia, na região Sudeste e *D. aphidum* (Rondani) foi registrado para o Rio Grande do Sul por Dessart (1996).

TRIGONALOIDEA

12. Trigonalidae (Fig. 35.29). Grupo com 22 gêneros e pouco mais de 100 espécies em todo mundo (Carmean 1995; Carmean & Kimsey 1998). São, contudo, essencialmente tropicais, com poucas espécies em regiões temperadas. O grupo é monofilético e, mesmo com considerável variação morfológica, estão bem definidos por um conjunto de características morfológicas e comportamentais claramente derivadas e únicas em Hymenoptera (Carmean & Kimsey 1998). São hiperparasitoides em Tachinidae (Diptera) ou Ichneumonoidea que atacam lagartas herbívoras de Lepidoptera e de Hymenoptera. Larvas de Vespidae são ocasionalmente parasitadas quando alimentadas com macerados de lagartas que ingeriram ovos de Trigonalidae e algumas espécies australianas são parasitoides primários em Pergidae (Weinstein & Austin 1991; Carmean 1995). Milhares de ovos minúsculos (0,1 mm) e resistentes são inseridos sob a epiderme de folhas das quais as lagartas se alimentam, dentro de ranhuras feitas pela fêmea no lado ventral da folha. Os ovos são ingeridos junto com o tecido vegetal e só então eclodem, estimulados por fraturas geradas pela mastigação e pela ação do suco digestivo. As larvas de primeiro ínstar movem-se pelo corpo da lagarta em busca de um eventual parasitoide, que é prontamente atacado; se o parasitoide não está presente, a larva de Trigonalidae aparentemente aguarda até que a lagarta seja parasitada, para então atacar a larva parasitoide. Várias espécies de hospedeiros, de vários tamanhos, podem ser atacadas, resultando em grande variação morfológica intraespecífica dos adultos, difícil de interpretar taxonomicamente. Os adultos parecem emergir todos numa mesma época e ter vida curta (Riek 1970), fato que contribui para sua raridade. Clausen (1940) e Weinstein & Austin (1991) revisaram a biologia da família. Seis subfamílias foram reconhecidas por Weinstein & Austin (1991), mas apenas duas (uma monotípica) por Carmean & Kimsey (1998); estes dois últimos trabalhos também forneceram um catálogo das espécies mundiais. Carmean & Kimsey (1998) revisaram e redefiniram os gêneros, fornecendo ainda chaves de identificação para os gêneros por região geográfica. Alguns dos gêneros reconhecidos por esses autores permanecem sem descrição. No Brasil, são conhecidos cinco gêneros e 11 espécies (De Santis 1980; Carmean & Kimsey 1998).

EVANIOIDEA

Inclui três famílias, Aulacidae, Evaniidae e Gasteruptiidae, em que a inserção do metassoma no propódeo está distintamente deslocada para cima, fazendo com que o metassoma se prenda à parte superior do propódeo, e não na região entre as coxas posteriores, como na grande maioria dos outros himenópteros apócritos. Apenas uns poucos grupos em famílias não relacionadas, como em Braconidae e Liopteridae, apresentam uma condição semelhante aos Evanioidea. As evidências que dão suporte à monofilia do grupo são relativamente escassas, principalmente pela divergência de Evaniidae em relação às outras duas famílias. Fósseis do Cretáceo apresentam algumas características intermediárias entre as famílias e reforçam a unidade da superfamília (por exemplo, Deans *et al.* 2004).

13. Aulacidae. Embora com distribuição mundial, constituem um grupo pouco diverso e raramente coletado. Os adultos são encontrados sobre troncos e árvores mortas. São endoparasitoides cenobiontes de larvas xilófagas de coleópteros (principalmente Cerambycidae e Buprestidae) e de himenópteros Xiphydriidae (Gauld & Bolton 1988; Gauld 1995; Jennings & Austin 2004). Há poucos estudos sobre a biologia do grupo, nenhum deles envolvendo espécies de nossa fauna.

A classificação corrente para a família é bastante conservadora, sem o reconhecimento de subfamílias ou tribos. Três gêneros são reconhecidos para a fauna atual, dois deles presentes no Novo Mundo, e a separação pode ser feita com a chave de Gauld (1995). Smith (2001) apresentou um catálogo para toda a família, em que 27 espécies são listadas para o Brasil. Não há chave para as espécies da fauna brasileira.

14. Evaniidae (Fig. 35.30). Estão presentes em todo o mundo, sendo abundantes e diversificados nas florestas tropicais. Os adultos podem ser coletados em grande número por meio de varredura e com armadilhas de interceptação de voo. Todas as espécies estudadas desenvolvem-se em ootecas de baratas (Blattaria), com um ovo depositado por ooteca (Huben 1995). O primeiro ínstar larval em geral se desenvolve dentro de um ovo e os ínstares subsequentes atuam como predadores, consumindo todos os ovos na ooteca. *Evania appendigaster* (L.), cosmopolita, é facilmente encontrado em áreas urbanas e ataca ootecas de várias espécies sinantrópicas de baratas, incluindo *Periplaneta americana* (L.) (Fox & Bressan-Nascimento 2006). *Prosevania fuscipes* (Illiger) também é considerada cosmopolita e pode estar presente no Brasil. As poucas associações conhecidas de gêneros de evanídeos com suas baratas hospedeiras foram sumariadas por Huben (1995). Não existe nenhum estudo sobre a biologia de espécies da fauna nativa do Brasil. A classificação corrente é bastante conservadora, sem o reconhecimento de subfamílias ou tribos. Deans & Huben (2003) apresentaram uma chave para os gêneros do mundo, oito deles presentes na América do Sul, sendo um deles restrito ao Chile e Argentina. O catálogo mais recente para o Brasil foi apresentado por De Santis (1980), onde são listadas 53 espécies.

15. Gasteruptiidae. São cosmopolitas, sendo a maior diversidade encontrada na Austrália. Os adultos não são coletados com frequência, podendo ser obtidos quando em visita a flores, por meio de armadilhas de interceptação de voo, ou quando próximos a ninhos dos seus hospedeiros. As larvas desenvolvem-se como cleptoparasitas em ninhos de vespas (Crabronidae e Vespidae) e abelhas solitárias (Malyshev 1968; Gauld & Bolton 1988; Gauld 1995; Jennings & Austin 2004). A larva de primeiro ínstar consome o ovo (ou larva jovem) do hospedeiro e os ínstares subsequentes alimentam-se das provisões depositadas na célula de cria do hospedeiro (pólen e néctar, no caso de abelhas, ou artrópodes, no caso de vespas). Não há qualquer informação publicada sobre a biologia de espécies brasileiras. As únicas informações disponíveis referem-se a duas fêmeas de *Pseudofoenus infumatus* (Schletterer) coletadas voando em frente a uma agregação de ninhos de *Perditomorpha iheringi* (Schrottky), em Viçosa, Minas Gerais, e uma fêmea de *P. deletangi* (Schletterer) coletada próxima a ninhos de *Belopria nitidior* Moure, em Piraquara, Paraná (Apidae, Colletinae) (G.A.R. Melo, não publicado). Está dividida em duas subfamílias, Gasteruptiinae, com *Gasteruption* Latreille, e Hyptiogastrinae, com dois gêneros (Jennings & Austin 2000, 2002). No Brasil, estão presentes *Gasteruption*, com 12 espécies (De Santis 1980), e *Pseudofoenus* Kieffer, com duas espécies, que podem ser identificadas com a chave de Jennings & Austin (2002). Não há revisão recente para as espécies de *Gasteruption* da fauna brasileira.

ICHNEUMONOIDEA

Formam provavelmente um grupo monofilético, caracterizado por duas sinapomorfias: a fusão das veias C e Sc na asa anterior, resultando na ausência da célula costal, e a divisão do esterno peciolar (Mason 1981).

Os Ichneumonoidea são todos parasitoides, atacando todas as ordens de insetos exceto Megaloptera e Siphonaptera; alguns Ichneumonidae são parasitoides de ovos ou adultos de pseudoescorpiões ou aranhas. A biologia das espécies, contudo, não parece incluir estratégias de desenvolvimento tão extremas quanto aquelas dos Chalcidoidea. A maioria dos Ichneumonidae ataca estágios imaturos de holometábolos; entretanto, os Braconidae atacam uma faixa bem maior de hospedeiros, incluindo fases imaturas e adultos de hemi e holometábolos. A maioria dos braconídeos não é hiperparasita e mantém, assim, relações tróficas de modo muito mais direto com seus hospedeiros. Os Ichneumonidae, por outro lado, são frequentemente hiperparasitas, facultativos ou obrigatórios. O uso dos Ichneumonoidea no controle biológico de pragas não tem se mostrado tão eficiente quando comparado aos resultados com Chalcidoidea, se considerarmos a riqueza dos dois grupos. Mesmo assim, algumas espécies ainda são empregadas para controlar o ataque de várias pragas agrícolas.

O reconhecimento das duas famílias é quase sempre possível em função da presença (Ichneumonidae) ou ausência (Braconidae) da veia 2rs-m na asa anterior. Contudo, o reconhecimento pode tornar-se confuso para algumas espécies menos características ou ápteras.

16. Braconidae. Formam uma das maiores famílias de Hymenoptera, com 14.890 espécies reconhecidas em todo

o mundo (Wharton 1997), mas somente para umas poucas espécies a biologia e a taxonomia foram relativamente bem investigadas. Os Apozygidae e os Aphidiidae são interpretados atualmente como subfamílias de Braconidae. Shaw & Huddleston (1991) forneceram uma síntese da biologia conhecida para as subfamílias. Os Braconidae são parasitoides exclusivamente de insetos. Assim como os Ichneumonidae, geralmente utilizam os Lepidoptera como hospedeiros, mas praticamente todos os holometábolos são também parasitados, com exceção dos Mecoptera, Trichoptera e Siphonaptera. O ambiente aquático é pouco explorado pelos braconídeos, e os Odonata, Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera são totalmente livres de parasitismo, embora algumas espécies parasitem dípteros com larvas aquáticas. Os Euphorinae e os Aphidiinae parasitam grande número de hemimetábolos e muitos dos Euphorinae atacam insetos adultos, um nicho raramente explorado pelos Ichneumonidae. Os hemimetábolos ectoparasitas também não são atacados. O parasitismo sobre outros Hymenoptera ocorre esporadicamente em várias subfamílias, mas alguns grupos atacam exclusivamente os Hymenoptera, como os Paxylommatinae, parasitoides de formigas, e os Ichneutinae, parasitoides de Tenthredinoidea. A maioria das espécies é parasita primário, embora umas poucas espécies ataquem Ichneumonidae e Tiphiidae.

Os estágios imaturos dos hospedeiros são os mais frequentemente atacados, embora alguns Euphorinae atacam adultos, pupas ou larvas de seus hospedeiros (Coleoptera). A oviposição em pupas parece ocorrer só de modo muito esporádico, embora espécies de Meteorinae, Alysiinae e Opiinae ovipositem sobre a fase larval do hospedeiro para completar seu desenvolvimento somente na fase de pupa, de onde emergem. Parasitas de ovos e larvas são conhecidos em diversas subfamílias, embora os Cheloninae e os Ichneutinae sejam os principais.

O ectoparasitismo, em geral considerado mais primitivo, é típico somente para os Doryctinae e os Braconinae. Suas espécies paralisam seus hospedeiros, em geral espécies que se desenvolvem enclausuradas, e as larvas desenvolvem-se rapidamente. A maioria dos braconídeos é endoparasitoide, ovipositando em hospedeiros de vida livre, os quais paralisam temporariamente ou mesmo não paralisam. O ritmo de desenvolvimento da larva parasitoide pode frequentemente ser alterado para sincronizar-se com aquele do hospedeiro.

A especificidade de parasitismo é mais patente nas espécies endoparasitoides e pode ser alta a tal ponto que, para certos grupos, parece ter ocorrido coevolução entre parasitoide e hospedeiro, como entre Dacnusiinae e os Agromyzidae (Diptera) e entre os Aphidiinae e os Aphididae (Hemiptera, Sternorrhyncha).

O grande número de subfamílias reconhecidas e sua diferente interpretação por vários autores não permite um tratamento aqui mais detalhado. Sharkey (1993) reconheceu 29 subfamílias mundiais, para as quais forneceu uma chave de identificação de fácil utilização. Para as Américas, contudo, é indispensável consultar o manual de Wharton *et al.* (1997), com chaves comentadas para 35 subfamílias reconhecidas nessa região e para todos seus respectivos gêneros. Há duas versões publicadas deste último trabalho, uma em inglês e outra em espanhol. Os catálogos de De Santis (1967, 1980), respectivamente para Argentina e Brasil, ainda são de grande utilidade e continuam sendo os mais atuais disponíveis para as espécies de Braconidae desses países. De acordo com De Santis (1980), a fauna brasileira contém 485 espécies de braconídeos.

As chaves de Sharkey (1993) e Achterberg (1993) são as mais completas para reconhecimento das subfamílias, mas são longas e complexas em alguns pontos. A chave a seguir oferece uma opção mais rápida para a grande maioria dos Braconidae no Brasil.

1. Mandíbulas amplamente separadas, mesmo quando fechadas, com os dentes apicais voltados para fora (mandíbulas exodontes) ..... **Alysiinae**
— Mandíbulas normais, tocando-se ou sobrepondo-se quando em repouso **2**

2(1). Metassoma inserido muito acima da base das coxas posteriores ..... **Cenocoeliinae**
— Metassoma inserido logo acima ou entre a base das coxas posteriores **3**

3(2). Venação alar muito reduzida, asa posterior com uma ou nenhuma célula fechada. Metassoma subpeciolado e com todos os segmentos livremente móveis ..... **Aphidiinae**
— Venação não reduzida ou o metassoma subséssil. Asa posterior com uma ou mais células fechadas na base. Pelo menos dois segmentos do metassoma não são livremente móveis **4**

4(3). Clípeo semicircular, margem côncava, formando com as mandíbulas uma abertura ou cavidade mais ou menos circular (braconídeos ciclóstomos) **5**
— Clípeo normal, não formando uma cavidade circular **10**

5(4). Metassoma longamente peciolado ..... **Doryctinae**
— Metassoma subséssil **6**

6(5). Carena occipital ausente **7**
— Carena occipital presente ao menos lateralmente **8**

7(6). Primeiro tergo metassomal muito estreitado e achatado basalmente, sem estrias dorsalmente. Palpo maxilar com cinco artículos, se com seis, então o fêmur é muito comprimido. Asa posterior com M+Cu mais curta que metade do comprimento da primeira abcissa de M ..... **Braconinae**
— Primeiro tergo metassomal não estreitado ou pouco estreitado, geralmente com estrias dorsalmente. Palpos maxilares com seis artículos. Asa posterior com M+Cu mais longa que metade do comprimento da primeira abcissa de M **9**

8(6). Tíbia anterior com uma fileira de espinhos curtos e fortes (se duvidoso, então carenas occipital e epicnemial completas). Coxa posterior geralmente com tubérculo ou espinho ânteroventralmente. Se 1cu-a presente na asa anterior, então a primeira abcissa da veia Cu e a segunda abcissa de A_1 são paralelas (i.e., célula 2Cu com largura uniforme) ..... **Doryctinae**
— Tíbia anterior sem uma fileira de espinhos. Carena occipital frequentemente parcial ou completamente ausente. Carena epicnemial variável. Coxa posterior sem tubérculo. Se algum caráter duvidoso, então 1cu-a presente e Cu e A_1 divergentes (i.e., célula 2Cu alargada apicalmente) **9**

9(7/8). Tergos II e III esclerosados e esculturados ..... **Rogadinae**
— Tergos II e III amplamente membranosos ..... **Hormiinae**

10(4). Metassoma com os tergos fundidos, sem suturas ou suturas fracamente indicadas, formando uma única e nítida carapaça .... **Cheloninae**
— Metassoma com os tergos distintamente separados a partir do segundo **11**

11(10). Metassoma com pecíolo distinto, alongado **12**
— Metassoma subséssil, pecíolo muito curto **13**

12(11). Asa anterior com duas células submarginais ..... **Meteorinae**
— Asa anterior com uma célula submarginal ..... **Euphorinae**

13(11). Venação alar muito reduzida ..... **Microgasterinae**
— Venação alar não muito reduzida **14**

14(13). Primeiros três tergos formando uma carapaça que cobre a maior parte do metassoma ..... **Helconinae**
— Primeiros três tergos não formando uma carapaça **15**

15(14). Asa anterior com célula radial muito longa e estreita; veia M+Cu espectral ou nebulosa em seu terço basal ou mais .... **Agathidiinae**
— Asa anterior com célula radial normal, não muito longa e estreita; veia M+Cu inteiramente tubular **16**

16(15). Porção distal da veia Rs distintamente arqueada em direção à margem anterior da asa anterior ..... **Cardiochilinae**
— Porção distal da veia Rs arqueada em direção à margem posterior da asa ou no máximo com um ângulo sutil voltado para a margem anterior da asa **17**

17(16). Carena occipital ausente. Trocantelo posterior pósterolateralmente com vários dentes pequenos e fortes. Carena epicnemial distinta ..... **Macrocentrinae**
— Carena occipital presente ao menos parcialmente. Trocantelo sem dentes. Carena epicnemial ausente ..... **Opiinae**

17. Ichneumonidae. É a maior família de Hymenoptera, com 35-37 subfamílias reconhecidas, além de 2 outras extintas (Wahl 1993; Yu & Horstmann 1997), somando 1.485 gêneros e 21.805 espécies em todo o mundo (Yu & Horstmann 1997). Os Paxylommatidae e os Agryotipidae são atualmente interpretados como subfamílias de Ichneumonidae. O número de espécies conhecidas na região Neotropical, cerca de 3.000, é notoriamente inferior ao número conhecido para as regiões Paleártica, 9.000, e Neártica, 5.000, aparentemente um reflexo da falta de estudo da fauna neotropical, em particular a brasileira. Por exemplo, De Santis (1980) listou apenas 652 espécies de Ichneumonidae para o Brasil, enquanto apenas na Inglaterra já eram conhecidas, na mesma década, pelo menos 2.000 espécies (Gauld & Bolton 1988). No entanto, vários autores defenderam que a diversidade do grupo é naturalmente menor em regiões tropicais e maior em áreas de clima temperado. Há ainda pouca sobreposição na distribuição dos Ichneumonidae, com apenas 5,7% das espécies ocorrendo em mais de uma região biogeográfica (Yu & Horstmann 1997). Existem proporcionalmente poucas espécies em áreas quentes e secas. Toda família geralmente é muito vulnerável a mudanças ambientais, como poluição ou desmatamento, mostrando forte tendência para extinção rápida e em alta proporção (LaSalle & Gauld 1993).

Os adultos são vespas ágeis, encontradas com frequência voando por sobre a vegetação. Às vezes são atraídos pela luz das lâmpadas, podem ser encontrados no interior de habitações, mesmo em grandes centros. Embora o comportamento dos machos de muitas espécies os deixe relativamente expostos, as fêmeas concentram-se em dispender a maior parte de seu tempo procurando um hospedeiro, em lugares onde são vistas muito menos frequentemente. Entretanto, durante as primeiras horas da manhã, muitas fêmeas podem ser encontradas alimentando-se sobre flores ou bebendo as gotas de orvalho depositadas sobre a vegetação.

Todos os Ichneumonidae são parasitoides solitários ou muito raramente gregários, atacando principalmente larvas e pupas de Lepidoptera, Coleoptera e Hymenoptera (Gauld 1991). No entanto, mostram grande diversidade de hábitos, com espécies variando desde parasitoides internos com larvas altamente especializadas até predadoras móveis, que atacam ovos de aranhas em seus ovissacos ou devoram seguidamente várias larvas de abelhas atravessando os favos da colméia. Também podem ovipositar em ovos de outros insetos, desenvolvendo-se posteriormente nas respectivas larvas. Muitas espécies são hiperparasitas e larvas de outros Ichneumonidae também podem servir como hospedeiros. Vários Ichneumonidae (Pimplinae, Polysphinctini, especialmente *Polysphincta*) ovipositam diretamente no corpo de aranhas por eles parasitadas ou no interior de seus ovissacos, predando os ovos (Pimplinae, *Tromatobia* Foerster e *Zaglyptus* Leconte).

A maioria dos ichneumonídeos reproduz-se arrenotocamente, embora algumas espécies cosmopolitas sejam partenogenéticas telítocas. Em muitas espécies, os machos emergem antes das fêmeas e, em alguns Diplazontinae e Orthocentrinae, os machos enxameiam no interior da mata, de modo semelhante a alguns Diptera nematóceros. Machos de alguns Tersilochinae formam agregações em torno de flores ou da planta alimento dos hospedeiros. Em Rhyssini (Pimplinae), os machos agregam-se sobre troncos de onde irão emergir as fêmeas e, em *Megarhyssa* Ashmead, os machos dispõem de um metassoma especialmente adaptado para copular com as fêmeas antes que elas tenham emergido. A cópula é normalmente bastante breve. O macho em geral aproxima-se por trás da fêmea, tocando-a repetidamente com as antenas e vibrando as asas em intervalos curtos.

As fêmeas podem ovipor entre pouco menos de dez (alguns Cryptinae e Ichneumoninae) até vários milhares de ovos (*Euceros* Gravenhorst, um grupo holártico). Os ovos de algumas espécies têm um pedúnculo, através do qual o ovo é fixado externamente ao hospedeiro. Os ovos de várias espécies com o ovipositor muito longo são extremamente alongados, o que facilita sua passagem através do lúmen do ovipositor. O ciclo de vida, excetuando-se os casos com diapausa larval, geralmente é curto, de cerca de um mês e, consequentemente, com várias gerações por ano.

A maioria das subfamílias no Brasil pode ser reconhecida com a chave apresentada aqui. Para reconhecimento de todas as subfamílias, o leitor deve consultar Wahl (1993). Os Ichneumonidae do mundo foram catalogados por Yu & Horstmann (1997). As referências centrais para a fauna

neotropical são Townes & Townes (1966), com catálogo e chave para os gêneros, De Santis (1980), com catálogo das espécies brasileiras, além da série de livros sobre Ichneumonidae da Costa Rica (Gauld 1991, 1995e, 1997, 2000; Gauld *et al.* 1998, 2002), todos também de importância central para estudo da fauna brasileira, embora baseados em material obtido através de programas de coletas centrados em outros países. Townes (1969) estimou que apenas 10% da fauna neotropical de Ichneumonidae eram conhecidos em sua época. Mesmo assim, o número de espécies descobertas nesta região vem aumentando apenas timidamente, de 1.800 registradas por Townes & Townes (1966), para 3.000 em Yu & Horstmann (1997), menos de 40 novas espécies descritas por ano.

A chave a seguir foi levemente adaptada da chave para subfamílias da região Neotropical elaborada por Townes & Townes (1966). Seu uso é facilitado em função da exclusão de subfamílias que não ocorrem na região de subfamílias muito incomuns, que tenham um único gênero ou que sejam representadas apenas por espécies raras. Mesmo assim, a chave abrange cerca de 99,9% dos Ichneumonidae no Brasil.

Chave para as Subfamílias de Ichneumonidae (adaptada de Townes & Townes 1966)

1. Clípeo não separado da face por uma sutura, os dois formando uma única superfície larga e convexa. Célula radial losangular, normalmente grande. Garras tarsais pectinadas. Tergo peciolar com glima (sulco lateral entre a base do tergo e o espiráculo ou fóvea alongada na base do tergo) grande e muito distinta ..... **Mesochorinae**

— Clípeo em geral separado da face por uma sutura. Célula radial variável, às vezes ausente, raramente losangular. Garras tarsais pectinadas ou não. Glima presente ou ausente **2**

2(1). Espiráculo do pecíolo localizado atrás do ponto médio do tergo **3**

— Espiráculo do pecíolo localizado exatamente no ponto médio ou antes do meio do tergo **10**

3(2). Metassoma comprimido lateralmente, segmentos III e IV mais altos que largos **4**

— Metassoma deprimido ou cilíndrico, segmentos III e IV pouco ou distintamente mais largos que altos **8**

4(3). Veia 3rs-m ausente, 2rs-m encontrando M em ponto claramente distal a 2m-cu. Pronoto desprovido de epomia (carena transversal ou oblíqua na região látero-anterior do pronoto). Extremidade apical externa da tíbia anterior normalmente sem um espinho ou dente. Vespas com tamanho médio a grande (corpo com aproximadamente 15 a 30 mm de comprimento), usualmente marrom-claras e com grandes ocelos ..... **Ophioninae**

— Veia 3rs-m ausente ou presente, 2rs-m encontrando M claramente antes de 2m-cu ou alinhada a ela, se claramente distal a 2m-cu, então epomia presente e longa. Extremidade apical externa da tíbia anterior normalmente com um pequeno espinho ou dente **5**

5(4). Propódeo sem áreas delimitadas por carenas, no máximo com uma carena transversal basal, sua esculturação grosseira e reticulada. Veia 3rs-m ausente. Carena occipital deslocada para cima, posicionada mais próxima ao nível das órbitas. Tarso posterior frequentemente dilatado, especialmente nos machos ..... **Anomaloninae**

— Propódeo normalmente com áreas delimitadas por carenas ou com outras carenas além da carena transversal na base, esculturação normalmente fina, nunca fortemente reticulada. Veia 3rs-m presente ou ausente. Carena occipital quase sempre em sua posição normal, posicionada distante das órbitas. Tarso posterior não dilatado **6**

6(5). Carena transversal na região póstero-ventral do mesepisterno ausente ou interrompida em frente a cada coxa média. Palpo maxilar tetrâmero. Tergos II-IV quase ou completamente glabros ..... **Tersilochinae**

— Carena transversal na região póstero-ventral do mesepisterno completa, sem interrupção em frente a cada coxa média. Palpo maxilar pentâmero, raramente tetrâmero. Tergos II-IV densamente pilosos **7**

7(6). Esporões tibiais inseridos em uma área em comum com a inserção dos tarsos, de modo que o ápice de cada tíbia contém uma única área membranosa de inserção. Clípeo normalmente confluente com a face. Face normalmente negra ..... **Campopleginae**

— Esporões tibiais inseridos em uma área distinta daquela dos tarsos, de modo que o ápice das tíbias tem duas áreas membranosas de inserção, separadas por uma ponte esclerosada. Clípeo separado da face por uma sutura. Face normalmente de cor clara ..... **Cremastinae**

8(3). Ápice do ovipositor com um pequeno entalhe dorsal subapical; ápice da gonapófise ventral sem serrilhado evidente. Garras tarsais distintamente pectinadas ..... **Banchinae** (*Lissocaulus* Townes)

— Ápice do ovipositor sem entalhe dorsal subapical ou com um entalhe muito fraco; ápice da gonapófise ventral distintamente serrilhado. Garras tarsais normalmente não pectinadas **9**

9(8) Estemaulo normalmente presente e estendendo-se pelo menos ao longo da metade da porção lateral do mesepisterno. Asa posterior com veia M+Cu normalmente distintamente arqueada. Ovipositor normalmente estendendo-se muito além do ápice do metassoma, gonóstilos flexíveis (de modo geral curvados ou enrolados em exemplares secos). Veia 2rs-m presente ou ausente. Mandíbula com dois dentes apicais. Clípeo variável, em geral claramente convexo ..... **Cryptinae** (em parte)

— Esternaulo ausente ou, quando presente, curto, estendendo-se ao longo de menos da metade da porção lateral do mesepisterno. Asa posterior com veia M+Cu normalmente reta ou apenas levemente curva. Ovipositor não se estendendo além do ápice do metassoma (exceto alguns *Narthecura* Townes), com os gonóstilos sempre rígidos. Veia 2rs-m presente (exceto *Lusius*). Mandíbula com 1–2 dentes apicais. Clípeo normalmente grande, transversal e fracamente convexo, com o ápice reto ou quase ..... **Ichneumoninae**

10(2). Clípeo não separado da face por uma sutura, os dois formando uma superfície fortemente convexa e polida, ou (em *Metopius* Panzer) com uma grande área em forma de escudo, plana ou convexa, delimitada por uma carena **11**

— Clípeo separado da face por uma sutura mais ou menos distinta ou se, mais raramente, a sutura é ausente, a face é plana **12**

11(10). Escapo ovoide, 1,2–1,7 vezes mais longo que largo. Porção superior da face com um pequeno espinho ou aleta, que se

estende entre ou além dos alvéolos antenais .....**Metopiinae**

— Escapo aproximadamente cilíndrico, 1,8–2,4 vezes mais longo que largo. Porção superior da face sem qualquer projeção entre ou além dos alvéolos antenais .... **Orthocentrinae**

12(10). Dente superior da mandíbula grande, dividido em uma ponta dorsal e outra ventral por um pequeno entalhe na margem apical, de modo que a mandíbula parece ser tridentada. Asa anterior com 3,5–8,0 mm de comprimento. Ovipositor não se estendendo além do ápice do metassoma .... **Diplazontinae**

— Dente superior da mandíbula não dividido em duas pontas, mandíbulas claramente mono ou bidentadas, ou, raramente, se o dente superior dividido (alguns Banchini), então a asa anterior tem mais de 8,0 mm de comprimento **13**

13(12). Garras tarsais anteriores e médias com um pequeno dente subapical bastante inclinado. Hipopígio da fêmea muito grande, triangular, alongado, projetando-se nitidamente além do ápice do metassoma ..... **Acaenitinae**

— Garras tarsais simples, pectinadas ou com um grande lobo basal, mas sem um pequeno dente subapical. Hipopígio da fêmea menor, algumas vezes triangular, mas nunca se projetando claramente além do ápice do metassoma **14**

14(13). Margem apical da tíbia anterior prolongada na face externa sob a forma de um pequeno dente. Ovipositor curto, não ultrapassando claramente o ápice do metassoma. Garras tarsais frequentemente pectinadas, nunca com um lobo ou dente ..... **Ctenopelmatinae**

— Margem apical da tíbia anterior arredondada na face externa, sem qualquer dente **15**

15(14). Tergos II-V com suturas finas que delimitam uma área triangular mediana. Epomia nítida, sua extremidade superior projetando-se como um dente ..... **Lycoriinae**

— Tergos II-V lisos ou com várias impressões, nunca com um triângulo fracamente delimitado, embora algumas vezes com uma área rômbica ou um par de suturas divergentes. Epomia presente ou ausente, raramente com o ápice projetado como um dente **16**

16(15). Gonapófise dorsal do ovipositor com um entalhe dorsal subapical, não dilatada nessa região, gonapófise ventral com o ápice liso ou portando dentes inconspícuos, muito pequenos **17**

— Gonapófise dorsal do ovipositor sem um entalhe subapical ou com um pequeno entalhe sobre um intumescimento em nódulo (subapical), gonapófise ventral geralmente com dentes conspícuos apicalmente **18**

17(16). Veia 2rs-m com uma bula, raramente com duas. Veia 1cu-a terminando pouco antes, logo abaixo ou pouco à frente do início da primeira abcissa da veia M. Garras tarsais normalmente pectinadas. Carena na margem ventral da porção látero-inferior da metapleura, entre as bases das coxas média e posterior (carena submetapleural), geralmente formando um grande lobo logo atrás da coxa média. Hipopígio da fêmea grande e conspícuo. Esterno do pecíolo não fundido com o tergo correspondente ..... **Banchinae** (exceto *Lissocaulus*)

— Veia 2rs-m com duas bulas, raramente com apenas uma. Veia 1cu-a terminando consideravelmente à frente do início da primeira abcissa da veia M. Garras tarsais simples. Carena submetapleural não formando um grande lobo atrás da coxa média. Hipopígio da fêmea inconspícuo ou não visível. Esterno do pecíolo frequentemente fundido com o tergo correspondente ..... **Microleptinae**

18(16). Garras tarsais normalmente pectinadas, raramente simples, nunca com um grande dente ou lobo basalmente. Clípeo normalmente largo e com uma franja marginal de cerdas, sem um entalhe mediano apical. Esterno do pecíolo geralmente não fundido com o tergo correspondente ..... **Tryphoninae**

— Garras tarsais não pectinadas, na fêmea frequentemente com um dente ou grande lobo basalmente. Clípeo variado, algumas vezes com um entalhe mediano apical. Esterno do pecíolo algumas vezes fundido com seu tergo **19**

19(18). Esterno peciolar praticamente livre de seu tergo. Tergo peciolar com glima. Propódeo sem carena transversal basal. Garras tarsais, especialmente nas fêmeas, frequentemente com um dente ou lobo basalmente ..... **Pimplinae**

— Esterno peciolar completamente fundido com seu tergo. Tergo peciolar sem glima. Propódeo ao menos com traços da carena transversal basal. Garras tarsais simples **20**

20(19). Esternaulo geralmente distinto e estendendo-se por mais da metade do comprimento do mesepisterno. Flagelo do macho geralmente com tiloides (sensores em forma de minúsculas calosidades, porosas sob grande aumento). Propódeo com uma ou duas carenas transversais, algumas vezes com a aréola basal mediana definida, mas sem nenhuma outra carena .... **Cryptinae** (em parte)

— Esternaulo indistinto, ausente, ou com menos da metade do comprimento do mesepisterno. Flagelo do macho sem tiloides. Propódeo com carenas longitudinais e geralmente também com carenas transversais **21**

21(20). Metassoma inserido alto no propódeo, relativamente distante da base das coxas posteriores. Porção lateral dos tergos II-IV larga, com aproximadamente metade da largura do esclerito ..... **Labeninae**

— Metassoma inserido imediatamente acima da base das coxas posteriores. Porção lateral dos tergos II-IV estreita, com aproximadamente 0,1–0,3 vezes a largura do esclerito .... **Xoridinae**

CHRYSIDOIDEA

Juntamente com Apoidea e Vespoidea, a superfamília Chrysidoidea faz parte dos Hymenoptera Aculeata e constitue o grupo-irmão dos demais aculeados (Brothers & Carpenter 1993; Brothers 1999). As relações filogenéticas entre as famílias de Chrysidoidea foram investigadas mais recentemente por Carpenter (1986), Brothers & Carpenter (1993) e Carpenter (1999). Uma hipótese tem sido sustentada por esses estudos, em que Plumariidae aparece como grupo-irmão dos outros clados, seguida de Scolebythidae mais as cinco famílias restantes. Excluindo estes dois grupos, o arranjo para as outras cinco famílias seria ((Bethylidae, Chrysididae) (Sclerogibbidae (Embolemidae, Dryinidae))).

A grande diversidade dos Chrysidoidea está contida nas famílias Bethylidae, Chrysididae e Dryinidae. As outras quatro famílias formam grupos pequenos e raramente coletados. Todas as sete famílias reconhecidas em Chrysidoidea estão presentes na fauna brasileira.

18. Bethylidae (Figs. 35.31-32). Essa provavelmente é a maior família de Chrysidoidea, com representação a nível mundial, porém sendo mais diversa nas regiões tropicais. São reconhecidas tradicionalmente quatro subfamílias para a fauna recente, Bethylinae, Epyrinae, Pristocerinae e Mesitiinae, das quais somente a última está ausente da região Neotropical (Finnamore & Brothers 1993; Azevedo 2006). Terayama (2003a; 2003b), baseado em estudos filogenéticos para a família, também reconhece outras duas subfamílias monotípicas, Parapenesiinae e Galodoxinae, da África e da Ásia respectivamente. As fêmeas de muitas espécies podem ser aladas e de vida completamente livre, enquanto que em outras espécies são ápteras e de hábitos crípticos. Em algumas destas últimas tem se observado cópula forética. As informações disponíveis sobre a biologia dos betilídeos indicam que são parasitoides principalmente de larvas de Coleoptera e Lepidoptera vivendo em condicões crípticas (Finnamore & Gauld 1995; Azevedo 2006).

No catálogo mais recente disponível (Gordh & Móczár 1990), são reconhecidos 15 gêneros e 112 espécies para o Brasil, contudo este número já é muito maior, considerando-se as espécies descritas mais recentemente. A identificação das subfamílias e gêneros presentes no Brasil pode ser feita com a chave apresentada por Azevedo (2006) e Vargas-Rojas & Terayama (2006).

19. Chrysididae (Fig. 35.33). Constituem um grupo diverso presente em todo o mundo, menos diversificado na Austrália (Kimsey & Bohart 1990). São reconhecidas quatro subfamílias, Cleptinae, Amiseginae, Chrysidinae e Loboscelidinae, apenas esta última ausente na fauna brasileira. A biologia do grupo foi revisada por Kimsey & Bohart (1990) e Kimsey (1995), sendo que as subfamílias diferem quanto aos hospedeiros e ao modo de parasitismo: Cleptinae ataca casulos de Diprionidae e Tenthredinidae contendo pré-pupas; Amiseginae e Loboscelidinae desenvolvem-se em ovos de Phasmatodea; os Chrysidinae são parasitas de larvas de abelhas e vespas que constroem ninhos ou, com mais frequência, atuam como cleptoparasitas alimentando-se das provisões nos ninhos dos hospedeiros. Excetuando alguns registros de hospedeiros de Chrysidinae, muito pouco é conhecido da biologia das espécies presentes no Brasil.

A identificação dos gêneros presentes no Brasil pode ser feita com as chaves de Kimsey & Bohart (1990), que listaram 17 gêneros e 134 espécies para o País.

20. Dryinidae (Figs. 35.34-35). Presente no mundo inteiro, a família é dividida em nove subfamílias atuais: Aphelopinae, Anteoninae, Apodryininae, Bocchinae, Conganteoninae, Dryininae, Gonatopodinae, Plesiodryininae e Transdryininae (Carpenter 1999). É um grupo coletado com frequência em armadilhas Malaise (principalmente machos) e pratos amarelos, bem como por varredura. Todas as espécies são parasitas de hemípteros Auchenorrhyncha, principalmente de Cicadellidae, Flatidae e Delphacidae. A maioria das fêmeas utiliza as pinças raptoriais das pernas anteriores para se prender ao hospedeiro durante a oviposição, exceto em Aphelopinae, em que as pernas anteriores não são modificadas. Inicialmente, as larvas desenvolvem-se internamente e, depois, externamente, protegidas por um saco (tilácio) formado pelas exúvias das sucessivas mudas. A empupação, dependendo do grupo, ocorre dentro do solo ou em casulo colado sobre a vegetação (Olmi 1995). Uma compilação dos hospedeiros conhecidos para as espécies neotropicais foi apresentada em Olmi (2006a).

A fauna mundial foi revisada por Olmi (1984a,b), porém um grande número de espécies adicionais foram descritas em trabalhos subsequentes, principalmente Olmi (1990, 1998). O grupo é conhecido por seu acentuado dimorfismo sexual, sendo que a taxonomia da família é baseada principalmente nas fêmeas. A identificação das subfamílias e gêneros presentes no Brasil pode ser feita com as chaves de Olmi (1984a,b) e de Olmi & Virla (2006). Cinco subfamílias, com 14 gêneros e 137 espécies, são conhecidas no País (Olmi *et al.* 2000).

21. Embolemidae. Tem dois gêneros e está presente nas principais regiões biogeográficas do mundo (Olmi 1996). Constitui um grupo raramente coletado nas regiões tropicais, em geral em armadilhas de interceptação de voo ou em armadilhas de solo (*pitfall*). As poucas informações disponíveis indicam que os embolemídeos são parasitoides de hemípteros Auchenorrhyncha (Achilidae e possivelmente Cixiidae), com desenvolvimento larval similar ao de Dryinidae (Bridwell 1958; Wharton 1989; Olmi 1996). Foi revisada por Olmi (1996), sendo uma nova espécie brasileira descrita mais recentemente por Amarante *et al.* (1999). São conhecidas para o Brasil quatro espécies de *Embolemus* Westwood (Olmi 2006b).

22. Plumariidae. Ocorre na América do Sul e África (Roig-Alsina 1994). Nas áreas de ocorrência, os machos podem ser obtidos em grande número, atraídos por armadilhas luminosas (Roig-Alsina 1994), com armadilhas Malaise e bandejas coloridas (Penteado-Dias & Scatolini 2003). As fêmeas são extremamente raras e apenas uns poucos exemplares são conhecidos (Evans 1966; Perez-D'Angelo 1974). Não há nenhuma informação sobre a biologia do grupo. Como as fêmeas são ápteras e com hábitos hipogéicos, é possível que sejam parasitoides idiobiontes de larvas de Coleoptera que se desenvolvem no solo.

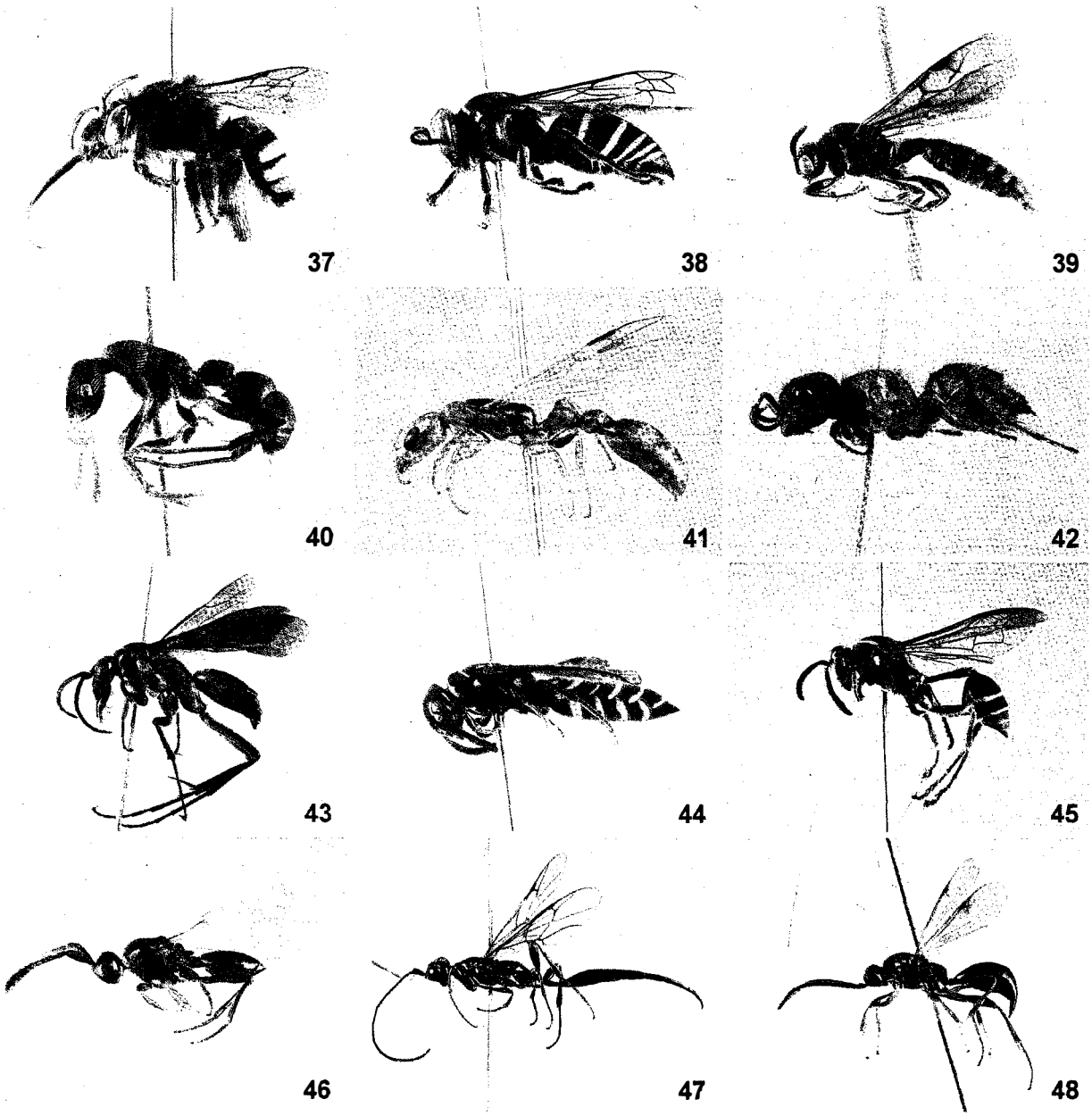
Até recentemente, a família era considerada ausente na fauna brasileira. Penteado-Dias & Scatolini (2003) descreveram a única espécie conhecida do Brasil, a partir de machos obtidos em bandejas amarelas e armadilhas Malaise em região de caatinga no Rio Grande do Norte.

23. Sclerogibbidae. Ocorre em todo o mundo, sendo mais abundante em áreas tropicais. Os adultos são raramente coletados, sendo que machos e fêmeas podem ser obtidos a partir de colônias dos hospedeiros e, mais raramente, os machos podem ser capturados com armadilhas de interceptação de voo. Uma revisão recente da biologia do grupo foi apresentada por Olmi (2005). Todos os registros disponíveis indicam que os esclerogibídeos são ectoparasitoides idiobiontes de Embioptera. As fêmeas são ápteras e com as pernas anteriores bastante robustas, uma

característica possivelmente envolvida na imobilização do hospedeiro. Um número variável de ovos (até 20) é colocado em um mesmo embióptero e as larvas desenvolvem-se modo gregário.

A família foi revisada por Olmi (2005), que reconheceu apenas três gêneros para a fauna mundial. No Brasil, estão presentes três espécies pertencentes a dois gêneros, *Probethylus* Ashmead e *Sclerogibba* Riggio & Stefani.

24. Scolebythidae (Fig. 35.36). São vespas restritas ao hemisfério sul, no continente americano chegando até Belize (Cambra & Azevedo 2003; Engel 2005a). Os adultos são raramente coletados, sendo obtidos em armadilhas de interceptação de voo de modo esporádico, principalmente dentro de florestas. Os únicos dados da biologia da família derivados de observações diretas foram publicados em Melo (2000) para uma espécie brasileira, *Pristapenesia stricta* (Azevedo). Essa espécie é parasitoide idiobionte de larvas de anobiídeos (Coleoptera). As fêmeas penetram nas galerias de madeira infestada com esses besouros e ovipositam de cinco a sete ovos por hospedeiro, sendo que as larvas se desenvolvem de modo gregário. Apenas um macho



Figuras 35.37-48. Hábito, forma adulta, vl. **37**, *Thygater* Holmberg, fêmea (Apidae); **38**, *Bembecinus* Costa, fêmea (Crabronidae); **39**, *Acanthostichus* Mayr, macho (Formicidae); **40**, *Gnamptogenys* Roger, fêmea operária (Formicidae); **41**, *Pseudomyrmex* Lund, fêmea alada (Formicidae); **42**, *Pseudomethoca* Ashmead, fêmea (Mutillidae); **43**, *Notocyphus* Smith, macho (Pompilidae); **44**, *Sapyga* Latreille, fêmea (Sapygidae); **45**, *Mischocyttarus* Saussure, fêmea (Vespidae); **46**, *Szelenyiopria* Fabricius, fêmea (Diapriidae); **47**, *Monomachus* Klug, fêmea (Monomachidae); **48**, *Exallonyx* Kieffer, fêmea (Proctotrupidae).

emerge em cada ninhada e copula com suas irmãs. As outras espécies de Scolebythidae aparentemente também atacam larvas de besouros xilófagos, principalmente Cerambycidae (Brothers 1981).

No Brasil, ocorrem dois gêneros, *Clystopsenella* Kieffer e *Pristapenesia* Brues, cada um com uma espécie (Azevedo 1999; Brothers & Janzen 1999). A identificação dessas espécies pode ser feita com a chave apresentada em Azevedo (1999).

APOIDEA

Apoidea e Vespoidea formam os chamados Aculeata *sensu stricto* (Brothers 1975; Brothers & Carpenter 1993). Essas duas superfamílias têm a antena dos machos e fêmeas com número fixo de artículos (12 nas fêmeas e 13 nos machos, com poucas exceções) e internalização do tergo metassomal VII nas fêmeas, resultando em um metassoma com seis segmentos visíveis.

Nas classificações antigas, o nome Apoidea foi usado para englobar apenas as abelhas. Atualmente, o grupo inclui também as vespas aculeadas mais estreitamente relacionadas às abelhas, as vespas apoideas, tradicionalmente incluídas na superfamília parafilética 'Sphecoidea' (Brothers 1975). Adota-se aqui a classificação proposta por Melo (1999), com base em análises filogenéticas, que reconheceu cinco famílias em Apoidea: Ampulicidae, Apidae, Crabronidae, Heterogynaidae e Sphecidae. Apenas Heterogynaidae, grupo constituído por menos 10 espécies e restrito ao Velho Mundo, não ocorre na fauna brasileira.

25. Ampulicidae. Estão presentes em todo o mundo, sendo mais abundantes e diversificados nas regiões tropicais. São vespas esguias, com pernas alongadas e morfologia especializada, principalmente no gênero *Ampulex* Jurine. Constituem claramente uma linhagem distinta e basal dentro de Apoidea, exibindo um grande número de plesiomorfias comparada à linhagem formada por Sphecidae, Crabronidae e Apidae, as quais exibem condições bastante modificadas em relação ao plano-básico de Aculeata, principalmente no tórax (Melo 1999).

Em geral, os ampulicídeos são vespas relativamente raras, mais frequentemente associadas a florestas úmidas, uma característica relacionada ao comportamento de utilizarem baratas como presas para a prole. Os adultos podem ser coletados quando caminhando sobre a casca de árvores ou de troncos mortos. As fêmeas predam baratas (Blattaria), tanto formas imaturas quanto adultos, para desenvolvimento dos imaturos, sendo que, depois de capturada e ferroada, a presa é conduzida pela fêmea para uma cavidade previamente existente, em geral canais em madeira morta, gravetos ou mesmo cavidades no solo. Na sequência, a fêmea põe um único ovo sobre a presa e fecha a entrada da cavidade com detritos. Apenas uma presa é estocada em cada célula de cria (Williams 1919, 1929, 1942; Gess 1984).

A fauna brasileira contém três gêneros e 12 espécies (Amarante 2002). A identificação até gênero pode ser feita pelas chaves de Bohart & Menke (1976) e Menke & Fernández (1996). Não há revisão moderna para a fauna neotropical, embora uma parte das espécies brasileiras possa ser identificada pelos trabalhos de Kohl (1893), Bradley (1934) e Kimsey (1993).

26. Apidae (Fig. 35.37). Apidae é usado aqui em seu sentido amplo, englobando todas as famílias de abelhas da classificação tradicional (como Michener 2000, 2007), que são tratadas como subfamílias (Melo & Gonçalves 2005). Esse sistema de classificação permite a adoção de um único nome formal, dentro da hierarquia lineana, aplicável às abelhas como um todo. Pela classificação tradicional, diferentes nomes alternativos têm sido aplicados ao conjunto de famílias, como Apiformes (por exemplo, Michener 2000, 2007) ou Anthophila (Engel 2005b), constituindo um inconveniente pelo uso de mais de um nome para o mesmo táxon. A família contém mais de 16 mil espécies descritas em todo o mundo (Michener 2007) e encontra-se dividida em sete subfamílias, cinco das quais ocorrem na fauna brasileira.

De maneira semelhante às vespas apoideas, a maioria das abelhas escava ninhos no solo, onde solitariamente cada fêmea constroi células de cria que, entretanto, são estocadas com pólen e néctar, ao invés de artrópodes paralisados. As fêmeas possuem estruturas especializadas para transporte de pólen, que podem ser formadas por uma densa escova de cerdas, denominada escopa, localizada em geral nas pernas posteriores ou, mais raramente, nos esternos metassomais, ou ainda por uma depressão glabra na tíbia posterior margeada por cerdas longas, denominada de corbícula. As abelhas são também bem conhecidas por suas espécies sociais, como *Apis mellifera* L. e as abelhas sociais sem-ferrão da subtribo Meliponina. Um grande número de grupos também é formado por cleptoparasitas obrigatórios, em que as fêmeas não constroem seus próprios ninhos e invadem aqueles construídos por espécies solitárias para fazer postura nas células de cria (Rozen 2003). São conhecidos também parasitas sociais obrigatórios e cleptobióticos sociais. A literatura tratando da biologia de Apidae é extremamente extensa para ser aqui resumida. Uma introdução geral sobre a biologia de abelhas pode ser encontrada em O'Toole & Raw (1991) e nos capítulos iniciais de Michener (2000, 2007); informações adicionais e referências a trabalhos conduzidos com espécies brasileiras podem ser encontradas em Michener (1974), Roubik (1989) e Moure *et al.* (2007).

A fauna do Novo Mundo, incluindo aquela presente no Brasil, contém um grande número de tribos endêmicas, muitas delas com distribuição predominantemente anfitropical. Toda a fauna de abelhas da região Neotropical foi catalogada recentemente (Moure *et al.* 2007), estando presente no Brasil um total de 1.678 espécies. Os gêneros e subgêneros presentes na fauna brasileira podem ser identificados com auxílio das chaves apresentadas por Silveira *et al.* (2002) e por Michener (2007). Não há revisão a nível específico para toda a fauna neotropical, embora umas

poucas tribos maiores tenham sido completamente revisadas para a América do Sul, como Anthidiini (Megachilinae) e Eucerini (Apinae) — referências em Silveira *et al.* (2002), Michener (2007) e Moure *et al.* (2007).

Chave para as subfamílias (adaptada de Silveira *et al.* 2002)

1. Palpos labiais com pelo menos os três últimos palpômeros cilíndricos, semelhantes entre si e aos palpômeros dos palpos maxilares; palpo maxilar originando-se além da metade da maxila, próximo a seu ápice. Sulco mesepisternal, quando presente, voltado para baixo e para frente, em geral estendendo-se a um ponto mais ventral que o escrobo. Coxa média parcialmente ocultada sob a pleura **2**

— Palpos labiais com os dois palpômeros basais achatados e alongados, os dois palpômeros distais pequenos, cilíndricos, semelhantes aos dos palpos maxilares e, em geral, em ângulo reto com os palpômeros basais; palpo maxilar originando-se anteriormente à metade da maxila, mais próximo de sua base. Sulco mesepisternal, quando presente, voltado para trás e unido ao sulco que passa pelo escrobo (exceto por algumas raras espécies cleptoparasitas de Apinae, que apresentam o sulco voltado para frente). Coxa média quase sempre inteiramente exposta **4**

2(1). Glossa truncada, normalmente bilobada, às vezes profundamente bífida ..... **Colletinae**

— Glossa terminando em ponta aguda **3**

3(2). Com apenas uma sutura subantenal, sem área subantenal definida. Área parocular superior sem uma região deprimida e formando uma fóvea. Asa anterior com primeira abcissa da veia M conspicuamente encurvada ou angulada. Integumento geralmente com forte brilho metálico ..... **Halictinae**

— Com área subantenal definida por duas suturas subantenais, se apenas uma sutura subantenal visível, então, abelhas grandes (15 mm ou mais de comprimento) robustas e, em geral, com coloração metálica no metassoma. Fóvea facial frequentemente presente na parocular superior. Asa anterior com primeira abcissa da veia M geralmente retilínea ou levemente encurvada. Coloração do integumento variável, brilho metálico, quando presente, restrito ao metassoma .... **Andreninae**

4(1). Labro sempre mais longo que largo. Sutura subantenal originando-se na margem externa do alvéolo antenal. Asa anterior sempre com duas células submarginais. Fêmea: escopa, quando presente, restrita aos esternos do metassoma ..... **Megachilinae**

— Labro em geral mais largo que longo. Sutura subantenal originando-se na margem interna ou inferior do alvéolo antenal. Asa anterior normalmente com três células submarginais, ocasionalmente duas, raramente uma. Fêmea: escopa, quando presente, nas pernas posteriores, ou então, superfície externa da tíbia posterior com corbícula ..... **Apinae**

27. Crabronidae (Fig. 35.38). Grupo de vespas apoideas mais estreitamente relacionado às abelhas (Melo 1999), compartilhando com elas muitas de suas características morfológicas e comportamentais. Está presente em todo o mundo. São reconhecidas cinco subfamílias (Melo 1999), Astatinae, Bembicinae, Crabroninae, Pemphredoninae e Philanthinae, todas presentes no Brasil.

A maioria dos Crabronidae constroi ninhos no solo, com células de cria onde são estocadas presas paralisadas que servem de alimento para as larvas. Mais de 14 ordens de insetos, além de aranhas, são usadas como presas (Bohart & Menke 1976). Poucos grupos são secundariamente parasitoides idiobiontes, como as espécies de *Larra* Fabricius, ou exibem cleptoparasitismo obrigatório, como a tribo Nyssonini (Bembicinae). Uma compilação sobre a biologia de nidificação para os gêneros de Crabronidae foi apresentada por Bohart & Menke (1976); revisões gerais sobre a biologia de alguns grupos podem ser encontradas também em Evans & O'Neill (1988, 2007) e O'Neill (2001). O comportamento social dos crabronídeos foi revisado por Melo (2000b).

A revisão em nível genérico da fauna mundial apresentada por Bohart & Menke (1976), embora defasada, permite a identificação da maior parte dos gêneros encontrados no Brasil, bem como a chave de Menke & Fernández (1996). As espécies presentes na região Neotropical foram catalogadas por Amarante (2002) — vide também adições e correções em Amarante (2005). Para o Brasil, são listadas 545 espécies. Não há revisões gerais para toda a fauna, embora identificação até espécie seja possível para algumas tribos, por exemplo, Gorytini (Bembicinae) e Crabronini (Crabroninae), com auxílio de revisões indicadas em Amarante (2002).

28. Sphecidae. São vespas predadoras de porte avantajado, constituindo elementos conspícuos da fauna neotropical. O nome Sphecidae é usado aqui no seu sentido estrito, contendo apenas Sphecinae da classificação de Bohart & Menke (1976). De modo geral, os esfecídeos são vespas solitárias que constroem ninhos escavados no solo ou suspensos e construídos com barro. As presas utilizadas incluem aranhas e insetos das ordens Blattaria, Mantodea, Phasmatodea, Orthoptera e Lepidoptera (larvas). Uma compilação sobre a biologia de nidificação para os gêneros de Sphecidae foi apresentada por Bohart & Menke (1976); uma revisão geral sobre a biologia de alguns grupos pode ser encontrada também em O'Neill (2001). Trabalhos recentes sobre a biologia de espécies encontradas no Brasil incluem Garcia & Adis (1993), Gaimari & Martins (1996), Camilo *et al.* (1996) e Buschini & Woiski (2006).

A identificação dos gêneros encontrados no Brasil pode ser feita pelas chaves de Bohart & Menke (1976) e Menke & Fernández (1996). As espécies presentes na região Neotropical foram catalogadas por Amarante (2002)—vide também adições e correções em Amarante (2005). Para o Brasil, são listadas 88 espécies. Não há revisão moderna para a fauna neotropical, embora uma parte das espécies brasileiras possa ser identificada com auxílio de vários trabalhos indicados em Amarante (2002).

VESPOIDEA

Na classificação proposta por Brothers & Carpenter (1993) e Brothers (1999), dez famílias são reconhecidas em Vespoidea, oito delas presentes no Brasil. Apenas Bradynobaenidae e Sierolomorphidae encontram-se ausentes. No continente americano, essas duas famílias ocorrem na América do Norte e Central, chegando até a

Costa Rica, estando Bradynobaenidae também presente em áreas xéricas da Argentina e Chile. É possível que esta última família venha a ser descoberta no nordeste brasileiro, como aconteceu com Plumariidae, uma família com distribuição semelhante na América do Sul que até recentemente não era conhecida no país.

De maneira geral, as diferentes famílias de Vespoidea constituem elementos conspícuos e diversificados dentro da fauna brasileira. Duas famílias, Formicidae e Vespidae, merecem destaque por conterem um grande número de espécies com organização social complexa em que as colônias são compostas por uma ou mais rainhas e numerosas operárias.

29. Formicidae (Figs. 35.39-41). As formigas constituem talvez os elementos mais conspícuos da fauna de insetos nas regiões tropicais. É a única família de Hymenoptera em que todas as espécies são eussociais, existindo uma separação de castas entre as fêmeas, com uma única fêmea (ou umas poucas fêmeas) com capacidade de reproduzir-se dentro da colônia (rainhas) e uma maioria de fêmeas estéreis (operárias) que se ocupam da manutenção da colônia. Em muitas espécies, mesmo as operárias podem ter diferentes subcastas de morfologia e funções distintas. A construção de ninhos é comum à maioria das espécies e existem desde ninhos pequenos e simples (como algumas espécies de *Pseudomyrmex* Lund, que ocupam o espaço interior de espinhos de plantas) até ninhos grandes e complexos como os das saúvas (gênero *Atta* Fabricius). Os ninhos mais conhecidos são subterrâneos, contudo muitas espécies constroem ninhos perfurando galhos, ocupando cavidades dentro da madeira ou ainda fazendo estruturas suspensas em plantas utilizando matéria vegetal ou até fungos. Existem algumas espécies que não constroem ninhos por terem comportamento nomádico ("formigas de correição") ou por serem parasitas sociais de outras espécies de formigas. Nestas últimas, pode até existir uma perda secundária da socialidade, existindo só uma fêmea reprodutora sem operárias que a acompanham. A alimentação das formigas é tão variada quanto a diversidade da família, existindo desde espécies predadoras e saprófagas até verdadeiros especialistas, que cultivam fungos para alimentar-se, como a tribo Attini. Muitas espécies são simbiontes de numerosas espécies de plantas ou insetos, aos quais protejem em troca de alimento (Longino & Hanson 1995). Revisão geral sobre a biologia e diferentes aspectos da organização social podem ser encontrados em Hölldobler & Wilson (1990).

São reconhecidas atualmente 21 subfamílias para a fauna recente (Bolton 2003; Ward 2007; Rabeling *et al.* 2008), sendo que 15 estão presentes na fauna brasileira. Os gêneros presentes no Brasil podem ser identificados com as chaves apresentadas em Hölldobler & Wilson (1990) e Bolton (1994). As espécies de formigas da região Neotropical foram catalogadas por Kempf (1972)—vide atualização apresentada por Brandão (1991)— e, mais recentemente, por Fernández (2003). Cerca de 2.500 espécies são conhecidas para o Brasil (Brandão 1999).

Os sítios seguintes constituem importantes fontes de informações para os Formicidae na internet: www.antbase.org e www.antweb.org

Chave para as subfamília, operárias (adaptada de Hanson & Longino 2005)

1. Metassoma com segmentos I e II reduzidos e/ou isolados do restante do metassoma, isto é, formando um pecíolo e pós-pecíolo (como na Fig. 35.41); pós-pecíolo às vezes um pouco maior que o pecíolo, porém sempre distintamente menor que segmento metassomal III **2**

— Metassoma com apenas segmento I distintamente reduzido (como na Fig. 35.40); segmento II não conspicuamente reduzido e, portanto, não formando um pós-pecíolo, embora muitas vezes com uma constrição na sua parte posterior e, assim, separado dos segmentos restantes **6**

2(1). Olhos ausentes ou representados por um único omatídio. Alvéolos antenais não completamente encobertos por lóbulos frontais. Espiráculos dos tergos metassomais IV e V expostos, não ocultados sob tergo precedente **3**

— Olhos normalmente com muitos omatídios. Alvéolos antenais usualmente encobertos (pelo menos parcialmente) por lóbulos frontais. Espiráculos dos tergos metassomais IV e V ocultados sob tergo precedente **4**

3(2). Sutura entre pronoto e mesonoto presente e saliente em vista dorsal, em geral bem marcada. Gáster relativamente longo e cilíndrico, tergo metassomal IV tão longo quanto pelo menos a metade do tergo III. Formigas de hábitos crípticos, muito pequenas e raramente coletadas ..... **Leptanilloidinae**

— Sutura entre pronoto e mesonoto vestigial ou ausente, nunca bem marcada. Gáster mais curto e ovalado, comprimento do tergo metassomal IV menos da metade do tergo III. Formigas relativamente comuns ..... **Ecitoninae**

4(2). Sutura entre pronoto e mesonoto presente. Olhos pelo menos tão longos quanto 0,4x o comprimento da face. Ocelos presentes. Bordo superior do clípeo não se projetando para cima entre os alvéolos antenais ..... **Pseudomyrmicinae**

— Pronoto completamente fundido ao mesonoto, sem indicação de sutura. Olhos, em geral muito mais curtos que 0,4x o comprimento da face. Ocelos quase sempre ausentes. Bordo superior do clípeo projetando-se para cima e ocupando o espaço entre os alvéolos antenais **5**

5(4). Olhos posicionados no extremo dorsal dos escrobos antenais. Antenas com cinco flagelômeros. Esporão das tíbias média e posterior pectinado. Formigas raramente coletadas ..... **Agroecomyrmecinae**

— Olhos quase sempre posicionados abaixo do extremo dorsal dos escrobos antenais. Antena com dois a dez flagelômeros. Esporão das tíbias média e posterior raramente pectinado. Formigas comuns ..... **Myrmicinae**

6(1). Ferrão presente. Gáster relativamente longo e cilíndrico, segmento metassomal II frequentemente com uma constrição na parte posterior e, assim, separado dos segmentos restantes; pecíolo metassomal quase sempre engrossado, frequentemente em forma de cubo, raramente muito curto e semelhante a uma escama **7**

— Ferrão ausente. Gáster frequentemente curto e subesférico, segmento metassomal II sempre confluente com segmento subsequente; pecíolo metassomal frequentemente muito curto e achatado no sentido ântero-posterior, com formato de escama **14**

7(6). Tergo metassomal VI formando uma área pigidial aplainada e delimitada lateralmente por duas fileiras de cerdas curtas

e muito grossas, em forma de espinho, fileiras de cerdas convergindo posteriormente em direção ao ápice do tergo ... . **Cerapachyinae**

— Tergo metassomal VI sem pigídio ou, se com área pigidial, então não delimitada por duas fileiras de cerdas curtas espiniformes **8**

8(7). Constrição entre segmentos metassomais I e II pouco pronunciada, tergo I sem diferenciação de uma superfície posterior ..... **Amblyoponinae**

— Constrição entre segmentos metassomais I e II bem pronunciada, tergo I com uma superfície posterior claramente definida . **9**

9(8). Alvéolos antenais voltados para frente, expostos e posicionados bem próximos à margem inferior da cabeça. Olhos muito reduzidos ou ausentes. Sutura entre pronoto e mesonoto presente ou ausente. Formigas raramente coletadas **10**

— Alvéolos antenais voltados para os lados, pelo menos parcialmente cobertos por lóbulos frontais e posicionados mais acima em relação à margem inferior da cabeça. Olhos quase sempre bem desenvolvidos. Sutura entre pronoto e mesonoto frequentemente presente. Formigas em geral relativamente comuns **11**

10(9). Sutura entre pronoto e mesonoto ausente. Olhos muito reduzidos ou ausentes. Mandíbulas muito mais curtas que comprimento da cabeça ..... **Proceratiinae**

— Sutura entre pronoto e mesonoto presente. Olhos ausentes. Mandíbulas mais longas que comprimento da cabeça .... **Martialinae**

11(9). Bordas laterais do esterno VI margeadas por uma fileira de cerdas grossas curtas, formando um pente. Escrobos antenais prolongando-se acima dos olhos e dobrando-se para baixo atrás dos olhos. Formigas grandes e robustas, corpo com mais de 15 mm de comprimento ..... **Paraponerinae**

— Bordas laterais do esterno VI não margeadas por cerdas grossas curtas. Escrobos antenais ausentes ou, quando presentes, com forma distinta. Tamanho do corpo variável, frequentemente com menos de 15 mm **12**

12(11). Alvéolos antenais posicionados bem próximos entre si, superfície entre os lóbulos frontais no mesmo nível que bordos laterais dos lóbulos ou quando rebaixada, formando apenas um sulco estreito ..... **Ponerinae**

— Alvéolos antenais amplamente separados, superfície entre os lóbulos frontais rebaixada e relativamente plana **13**

13(12). Cabeça com carena longitudinal ao longo da linha média, estendendo-se do clípeo até o vértice ..... **Heteroponerinae**

— Cabeça sem carena longitudinal ao longo da linha média .... **Ectatomminae**

14(6). Ápice do esterno VI modificado em acidoporo, com formato circular a semicircular e frequentemente semelhante a um pequeno cone guarnecido no ápice com um anel de cerdas; se ápice do esterno VI não visível, então alvéolos antenais afastados da sutura epistomal ..... **Formicinae**

— Ápice do esterno VI sem acidoporo. Alvéolos antenais sempre em contato com a sutura epistomal ..... **Dolichoderinae**

30. Mutillidae (Fig. 35.42). Família numerosa e cosmopolita, com sete subfamílias: Myrmosinae, Pseudophotopsidinae, Ticoplinae, Rhopalomutillinae, Myrmillinae, Mutillinae e Sphaeropthalminae (Brothers 1999), das quais somente as duas últimas estão presentes na região Neotropical. Exibe acentuado dimorfismo sexual, com fêmeas ápteras e machos alados, sendo que sua taxonomia é baseada principalmente nas fêmeas. As larvas de Mutillidae são ectoparasitoides idiobiontes de imaturos de outros insetos em casulos, pupários e ootecas, principalmente pré-pupas e pupas de abelhas e vespas aculeadas que constroem ninhos. As fêmeas adultas, em particular nas espécies de maior tamanho corporal, normalmente possuem coloração aposemática. Adultos de ambos os sexos possuem no abdômen órgãos estridulatórios usados para produzir sons quando molestados. Em alguns gêneros, em que o macho é maior do que a fêmea, pode ocorrer cópula forética, com o macho carregando a fêmea em voo. Informações sobre a biologia da família, incluindo uma tabela com hospedeiros conhecidos para os gêneros neotropicais, podem ser encontradas em Brothers (1995, 2006a,b).

As subfamílias e tribos presentes no Brasil podem ser identificadas com as chaves apresentadas em Brothers (1995, 2006a,b). Brothers (2006a) apresentou uma chave para identificar os gêneros neotropicais. O catálogo mais recente para a região Neotropical foi publicado por Nonveiller (1990). São listadas 535 espécies, distribuídas em 30 gêneros, para o Brasil.

31. Pompilidae (Fig. 35.43). Famíla grande e cosmopolita, contendo aproximadamente 5 mil espécies, distribuídas em cerca de 230 gêneros (Wasbauer 1995; Pitts *et al.* 2006). Tradicionalmente três subfamílias têm sido reconhecidas, Ceropalinae, Pepsinae e Pompilinae (Brothers & Finnamore 1993), embora análises filogenéticas forneçam suporte para o reconhecimento de uma subfamília adicional, Ctenoceratinae (Pitts *et al.* 2006). Wasbauer (1995) e Fernández (2006b) apresentaram um sumário da biologia da família; trabalhos adicionais importantes são Evans (1953) e Evans & Yoshimoto (1962). Todas as espécies de biologia conhecida utilizam aranhas para a alimentação das suas larvas, tanto por captura ativa e paralisia permanente (Pepsinae e Pompilinae), como por paralisia temporária (naqueles Pompilinae que são secundariamente parasitoides idiobiontes) ou por comportamento cleptoparasítico em ninhos de outros pompílideos (Ceropalinae). Para fazer seus ninhos, as espécies caçadoras podem simplesmente aproveitar uma cavidade pré-existente, cavar uma cavidade própria no solo ou até construir ninhos de barro, como na tribo Ageniellini (Pepsinae). Como regra geral, cada célula de cria é aprovisionada com uma aranha e um ovo é colocado na presa (Wasbauer 1995).

No Brasil, são reconhecidos pelo menos 33 gêneros e 211 espécies (Fernández 2000). A identificação de grande parte dos gêneros pode ser feita com as chaves de Fernández (2006b), exceto para Pepsini.

32. Rhopalosomatidae. Constituída por quatro gêneros, distribuída principalmente em regiões quentes do planeta (Brothers & Finnamore 1993). Pouco se conhece sobre a biologia, sendo que os escassos registros indicam que as larvas se desenvolvem como ectoparasitoides idiobiontes de Gryllidae. No caso do gênero *Rhopalosoma* Cresson, a larva desenvolve-se entre uma das pernas posteriores e o abdômen

do hospedeiro e a empupação acontece no solo (Gurney 1953). A fauna brasileira possui três gêneros e oito espécies, que podem ser identificadas pelas chaves de Townes (1977a).

33. Sapygidae (Fig. 35.44). Ocorrem em todo o mundo exceto Austrália. Está dividida em duas subfamílias, Fedtschenkiinae e Sapyginae, apenas a última presente na fauna Neotropical. Fedtschenkiinae desenvolve-se como idiobionte em larvas de Eumeninae (Vespidae) (Bohart & Schuster 1972), ao passo que os Sapyginae são cleptoparasitas principalmente em ninhos de abelhas, podendo atacar também Vespidae e Sphecidae (Pate 1947). São vespas raramente coletadas, podendo ser encontradas em visita a flores ou, em maior número, quando associadas aos ninhos dos hospedeiros. O estudo mais detalhado sobre a biologia dos sapigíneos foi publicado por Torchio (1972). As fêmeas fazem postura, através do tampão de fechamento, em células de cria recém-aprovisionadas. A larva, após a emergência, arrasta-se dentro da célula e ataca ovos e outras larvas que possam encontrar na célula. Apenas uma larva sobrevive por célula, alimentando das provisões armazenadas pelo hospedeiro. As únicas informações biológicas sobre espécies da fauna brasileira foram publicadas por Hurd & Moure (1961) e Alves-dos-Santos (2004).

Os gêneros e parte das espécies neotropicais podem ser identificados com as chaves apresentadas por Pate (1947). No Brasil, estão presentes dois gêneros e pelo menos quatro espécies.

34. Scoliidae. Família relativamente pequena, embora de distribuição cosmopolita, contendo uma pequena subfamília, Proscoliinae, na região Paleártica e outra muito maior, Scoliinae, melhor representada principalmente nas regiões mais quentes do globo (Brothers & Finnamore 1993). Apenas a biologia de representantes de Scoliinae é conhecida, sendo as larvas ectoparasitoides idiobiontes de larvas subterrâneas de Coleoptera, principalmente Scarabaeidae. As fêmeas são altamente adaptadas para cavar o solo e alcançar o hospedeiro que, quando localizado, é paralisado e recebe um único ovo, sendo que algumas observações indicam que a vespa pode mover o hospedeiro mais profundamente e preparar uma câmara, antes da oviposição, para servir de célula de cria (Finnamore & Hanson 1995). Os adultos podem ser vistos com frequência alimentando-se sobre flores e também se observam com frequência machos pratrulhando determinadas áreas, principalmente grandes formigueiros de saúvas (gênero *Atta*) ou dormindo em agregações sobre a vegetação. Dois gêneros de Scoliidae ocorrem na região Neotropical, não havendo revisão moderna para as Américas. No Brasil, devem existir pelo menos 30 espécies, sendo que parte delas pode ser identificada pela chave de Bradley (1945).

35. Tiphiidae. Cosmopolita e relativamente heterogênea morfologicamente. São reconhecidas sete subfamílias: Brachycistidinae, Diamminae, Methocinae, Anthoboscinae, Myzininae, Thynninae e Tiphiinae (Kimsey 1991; Brothers & Finnamore 1993; Brothers 1999). As duas primeiras estão ausentes no Brasil e Methocinae, a despeito de ser citada para a América do Sul (Kimsey 2006; Kimsey & Brothers 2006), não tem qualquer registro confiável para a região. A biologia dos Tiphiidae foi revisada por Kimsey (2006). Não existem registros de hospedeiros para Brachycistidinae. Os Diamminae são parasitoides de Gryllotalpidae e no restante da família as larvas são ectoparasitoides idiobiontes de Coleoptera. Os Methocinae e o gênero *Pterombrus* Smith (Myzininae) atacam larvas de Cicindelinae e as outras subfamílias, em geral, larvas de Scarabaeidae de solo, com uns poucos registros também em Curculionidae e Cerambycidae. Em Anthoboscinae, Tiphiinae e Myzininae, os machos têm sido observados patrulhando a vegetação à procura de fêmeas. Nos Thynninae, as fêmeas são ápteras e ocorre cópula forética, possuindo ambos os sexos especializações morfológicas que permitem ao macho carregar a fêmea durante o voo (por exemplo, Toro *et al.* 1979; Toro & Carvajal 1989).

Embora não existam catálogos recentes ou revisões para todos os gêneros, a fauna brasileira inclui pelo menos 19 gêneros e 120 espécies. A identificação dos gêneros das diferentes subfamílias pode ser feita com as chaves apresentadas por Kimsey & Brothers (2006).

36. Vespidae (Fig. 35.45). Amplamente diversificada e cosmopolita, Vespidae tem seis subfamílias: Euparagiinae, Masarinae, Eumeninae, Stenogastrinae, Polistinae e Vespinae (Carpenter 1982). As três primeiras são compostas por espécies solitárias (e algumas poucas comunais) e as três últimas, por espécies sociais. Somente Masarinae, Eumeninae e Polistinae têm ocorrência natural na América do Sul, embora uma espécie de Vespinae tenha sido introduzida no Chile (Sarmiento & Carpenter 2006).

Revisões gerais sobre a biologia da família podem ser encontradas em West-Eberhard *et al.* (1995, 2006). Gess (1996) compilou a informação conhecida sobre a biologia dos Masarinae. Cowan (1991) trata a biologia geral dos Eumeninae. Uma revisão da biologia dos vespídeos sociais foi apresentada em Ross & Matthews (1991). Todas as espécies da família constroem ninhos e, como regra geral, a oviposição é feita em uma célula de cria vazia, antes de qualquer processo de aprovisionamento, seja massivo (nas espécies solitárias) ou progressivo (nas espécies sociais). O alimento para a larva consiste, em geral, de insetos capturados ativamente pela fêmea, geralmente larvas de vida livre das ordens Lepidoptera ou Coleoptera, além de substâncias açucaradas (néctar e excretas de hemípteros) e até pedaços de carne de vertebrados, por algumas espécies sociais. Os masaríneos constituem uma exceção e, de maneira semelhante às abelhas, aprovisionam seus ninhos com pólen e néctar.

As fêmeas das espécies solitárias ou comunais escavam seus ninhos dentro de um substrato (solo, madeira, galhos) ou os constroem dentro de cavidades pré-existentes, ou constroem ninhos aéreos com barro ou com tecido vegetal mastigado. Nas espécies sociais, é comum a constução de favos de células feitas com fibra vegetal mastigada (usualmente referidos como ninhos de papel). Nesses casos, o ninho pode formar um favo livre, um favo coberto por uma parede do mesmo material ou uma série de favos empilhados dentro de uma cavidade ou cobertos por uma parede do próprio papel ou, em algumas espécies, de barro.

Os Polistinae são eussociais, com diferenciação morfológica nula a leve entre operárias e rainhas. As espécies dos gêneros mais basais (*Polistes* Latreille, *Mischocyttarus* Saussure) normalmente possuem somente uma rainha por colônia e os ninhos são fundados por uma fêmea solitária ou um pequeno grupo delas e as colônias são relativamente pequenas. Nos gêneros restantes, é comum a convivência de várias rainhas; os ninhos são fundados por enxames de rainhas e operárias e tendem a ser muito populosos. Os vespídeos sociais são bem conhecidos pela agressividade com a qual defendem os seus ninhos e as formas e cores de muitas espécies constituem o padrão básico de vários complexos miméticos abarcando numerosas famílias em várias ordens de insetos (West-Eberhard *et al.* 1995).

No Brasil, estão presentes 55 gêneros e 595 espécies (Carpenter & Marques 2001; Silveira 2006; Hermes & Melo 2006; Hermes & Melo 2008). As espécies brasileiras de Masarinae podem ser identificadas com as chaves de Carpenter (1989), Garcete-Barrett & Carpenter (2000) e Hermes & Melo (2006), e os gêneros neotropicais de Eumeninae, com as chaves de Carpenter & Garcete-Barrett (2002) e Sarmiento & Carpenter (2006). Embora várias espécies novas e mudanças taxonômicas tenham sido propostas mais recentemente (como Silveira 2006), a revisão de Richards (1978) permite a identificação de grande parte das espécies de Polistinae da fauna brasileira.

Chave para as sufamílias, adaptada de Brothers & Finnamore (1993)

1. Ápice da célula marginal da asa anterior amplamente afastado da margem costal. Asa anterior com duas ou três células submarginais e sem capacidade de dobrar-se longitudinalmente ..... **Masarinae**

— Ápice da célula marginal da asa anterior pouco ou não afastado da margem costal. Asa anterior sempre com três células submarginais e com capacidade de dobrar-se longitudinalmente **2**

2(1). Cantos posteriores do mesoscuto distintamente projetados para trás, lateralmente às axilas, na forma de uma estreita projeção (paratégula) situada acima da tégula. Garras tarsais fendidas. Coxas posteriores com carena longitudinal dorsal ..... **Eumeninae**

— Cantos posteriores do mesoscuto desprovidos de paratégulas ou, quando projeção presente, esta muito curta e situada abaixo da tégula. Garras tarsais simples. Coxas posteriores sem carena longitudinal dorsal ..... **Polistinae**

PROCTOTRUPOIDEA

São reconhecidas 11 famílias recentes na classificação corrente para Proctotrupoidea (Masner 1993c; Kozlov 1994; Early *et al.* 2001). Exceto por Proctotrupidae e principalmente Diapriidae, que sozinha contém cerca de 90% das espécies da superfamília, as demais famílias constituem grupos relictuais, com distribuição restrita a distintas regiões do mundo (Masner 1993c). O grupo possui morfologia e biologia bastante diversificadas (Masner 1993c), o que parece ser apenas um reflexo de sua condição polifilética. Análises filogenéticas conduzidas por Castro & Dowton (2006), baseadas em dados moleculares, indicam que as famílias de Proctotrupoidea s.l. não formariam um grupo monofilético e estariam associadas a distintos clados dentro de Proctotrupomorpha (isto é, Chalcidoidea, Cynipoidea, Mymarommatoidea, Platygastroidea e Proctotrupoidea). Baseado nesses resultados, Sharkey (2007) dividiu Proctotrupoidea s.l. em Diaprioidea (Diapriidae, Maamingidae e Monomachidae) e Proctotrupoidea s.s. (demais famílias).

37. Diapriidae (Fig. 35.46). Contém mais de 150 gêneros em todo mundo, classificados em quatro subfamílias: Belytinae, Ambositrinae, Ismarinae e Diapriinae (Masner, 1976; Naumann & Masner, 1985). São tipicamente parasitoides gregários de larvas e pupas de Diptera, com 15 a 300 indivíduos desenvolvendo-se em uma larva hospedeira. Os grupos mais basais (Belytinae e Ambositrinae) são provavelmente parasitoides de Mycetophilidae e Sciaridae. Os Ismarinae, por outro lado, são hiperparasitas em larvas de Dryinidae (Hymenoptera) que atacam Cicadellidae (Hemiptera). O grupo mais derivado, Diapriinae, ataca grupos mais derivados de Diptera (Brachycera e Cyclorrhapha). Algumas espécies de Diapriini são mirmecófilas altamente especializadas, com várias espécies ápteras. Na Mata Atlântica, os Diapriidae estão entre as vespas mais frequentemente encontradas sobre folhas na vegetação herbácea, representando quase 50% das espécies de parasitoides nesse ambiente (Aguiar *et al.* 2006). São abundantemente coletados com bandejas d'água amarelas e varredura, mas são menos frequentes em armadilhas Malaise, que coletam grupos diferentes, em geral espécies maiores ou de voo mais possante. No Brasil, numerosos indivíduos de *Acanthopria* Ashmead, *Coptera* Say, *Labidopria* Wasmann e *Leucopria* Masner & Garcia podem ser coletados em armadilhas luminosas (Masner & Garcia 2002).

Masner (1976) revisou os Ismarinae das Américas e descreveu as duas espécies até agora conhecidas do Brasil. Masner & García (2002) revisaram os gêneros de Diapriinae neotropicais. Não há revisões para os gêneros de Belytinae e Ambositrinae das Américas. Há pelo menos 270 espécies descritas para a região Neotropical (N. F. Johnson, comunicação pessoal). Para o Brasil, há 31 gêneros e 84 espécies catalogados (Loiácono & Margaría 2002), além de outros gêneros e espécies descritos em Masner & García (2002), mas a maioria desses táxons representa registros marginais em publicações centradas em outras faunas.

38. Heloridae. Contém apenas o gênero *Helorus* Latreille, com sete espécies mundiais, todas ocorrendo em áreas de considerável altitude e clima ameno ou frio (Townes 1977b). Desenvolvem-se como endoparasitoides solitários de larvas de *Chrysopa* Leach (Neuroptera, Chrysopidae) e gêneros próximos. O ovo é injetado na hemolinfa da larva hospedeira, onde flutua até a eclosão; o parasitoide permanece no primeiro estágio até que a larva parasitada teça seu casulo; os adultos emergem da pupa do hospedeiro.

Townes (1977b) revisou a fauna mundial e reconheceu apenas uma espécie, *H. brethesi* Oglobin, para a fauna neotropical. Descrita originalmente da Argentina, a espécie foi registrada também para o Brasil (Goiás) e sul do México (Chiapas) por

Townes (1977b). Uma segunda espécie neotropical ainda não descrita ocorre na Costa Rica, a 2600 m (Masner 1995). A ilustração original de *H. brethesi*, publicada por Ogloblin (1928), foi reproduzida em Costa Lima (1962: 324).

39. Monomachidae (Fig. 35.47). Os monomaquídeos constituem um pequeno grupo de vespas, com dois gêneros: *Monomachus* Klug, com a maioria das espécies, e *Tetraconus* Spépligeti, conhecido de um exemplar coletado no estado do Espírito Santo. Naumann (1985) menciona ainda duas espécies não descritas da América do Sul, com fêmeas braquípteras que, segundo Musetti & Johnson (2004), podem corresponder a um novo gênero. *Monomachus* tem distribuição disjunta, com três espécies na Austrália (Naumann 1985), duas na Nova Guiné (Musetti & Johnson 2000), e 20 restritas às Américas Central e do Sul (Musetti & Johnson 2004). A família é particularmente diversa no Brasil, onde ocorrem dois gêneros e 17 espécies conhecidas, a maioria da Mata Atlântica.

As espécies são normalmente raras e mostram alto grau de endemismo (Musetti & Johnson 2004). Contudo, dezenas de espécimes, em geral machos, podem às vezes ser coletados de uma só vez com varreduras aéreas ou com armadilhas Malaise. As coletas são mais produtivas até o meio do período da manhã (Musetti & Johnson 2004). *Monomachus eurycephalus* Schletterer e *M. fuscator* (Perty) foram criadas a partir de pupas de *Chiromyza vittata* Wiedemann (Diptera, Stratiomyidae, Chiromyzinae), praga da raiz do café recentemente introduzida no Brasil, e de uma espécie não identificada de *Chiromyza* Wiedemann (J. B. Matiello, em Musetti & Johnson 2004). Musetti & Johnson (2004) observaram grande similaridade na distribuição de espécies de Monomachidae e Chiromyzinae, e sugeriram que isso pode indicar uma relação de especificidade entre parasitoide-hospedeiro para esses grupos.

Musetti & Johnson (2004) revisaram os *Monomachus* neotropicais. *Tetraconus mocsaryi* Szépligeti, única espécie do gênero, é conhecida do Espírito Santo e representa a maior espécie da família, com 22 mm.

40. Pelecinidae. Os Pelecinidae já foram mais diversos no passado, contando com alguns gêneros no registro paleontológico, mas estão representados atualmente por um gênero, *Pelecinus* Latreille, com três espécies, de ocorrência restrita às Américas. Apenas uma espécie é comum, *P. polyturator* (Drury), que ocorre do norte da Argentina até o Canadá. No Brasil, a espécie é comum em algumas áreas da Mata Atlântica e, em menor grau, na Amazônia, com raros ou nenhum registro em outros biomas.

Há informações biológicas apenas para *P. polyturator*, conhecida por parasitar larvas de algumas espécies de *Phyllophaga* (Coleoptera, Scarabaeidae). O longo metassoma é introduzido no solo para encontrar e ovipositar em larvas de Scarabaeidae (Coleoptera). O desenvolvimento da larva ocorre de modo similar aos Proctotrupidae. Os machos são extremamente raros acima do paralelo 23° N (4% dos espécimes), onde a espécie mais provavelmente se reproduz por partenogênese telítoca, mas ocorrem com frequência de até 36% ao sul, inclusive no Brasil (Johnson & Musetti 1998). O comportamento sexual foi descrito e discutido por Aguiar (1997), e envolve um misterioso estágio de "desmaio" da fêmea, que ocorre logo após a cópula. Fêmeas voam suavemente; quando pousadas, permitem grande aproximação; os machos são mais ariscos, de voo potente e fácil; ambos os sexos são eficientemente coletados com bandejas d'água amarelas e armadilha Malaise.

A família foi revisada por Johnson & Musetti (1999). A variação geográfica e a razão sexual de *P. polyturator* foram investigadas por Johnson & Musetti (1998). Ainda para a mesma espécie, os estágios de pupa e pré-pupa foram descritos por Lim *et al.* (1980) e a larva, incógnita por mais de 200 anos, foi descrita por Johnson *et al.* (1999).

41. Proctotrupidae (Fig. 35.48). Grupo pequeno, essencialmente não-tropical. Sua delimitação e monofilia ainda não estão completamente definidas, mas a maioria dos autores exclui os Vanhorniidae, tratados como subfamília de Proctotrupidae por Townes & Townes (1981).

A maioria das espécies é endoparasitoide, solitária ou gregária, de larvas de Coleoptera que se desenvolvem na serrapilheira ou em madeira apodrecida. Fêmeas de algumas espécies investigam fungos e inserem todo o metassoma nos dutos de esporos à procura de larvas de Mycetophilidae (Diptera) nas quais ovipositam. A maioria dos registros de hospedeiros é para o *Exallonyx* Kieffer, o maior gênero da família, com espécies obtidas de numerosos grupos de Staphylinidae (Coleoptera) (Townes & Townes 1981). As larvas consomem todo ou quase todo o hospedeiro e empupam mantendo parte do metassoma ainda inserida nos restos da larva atacada (como em Pelecinidae). Os machos de Proctotrupidae são coletados com frequência em armadilhas Malaise; as fêmeas são mais frequentes em bandejas d'água e em *pitfalls*.

Três subfamílias foram reconhecidas por Townes & Townes (1981), que trataram o grupo sob o nome Serphidae: Proctotrupinae, Vanhorniinae (considerado atualmente como uma famíla à parte) e Austroserphinae, esta última com três pequenos gêneros, um deles monotípico e neotropical: *Austrocodus patagonicus* (Oglobin), da Argentina. Dos 26 gêneros e cerca de 300 espécies descritas de todo o mundo (Townes & Townes 1981), apenas dois gêneros e 11 espécies foram registrados no Brasil (Loiácono & Margaría 2002), todos da Mata Atlântica. As espécies brasileiras foram todas descritas por Townes & Townes (1981).

PLATYGASTROIDEA

Tradicionalmente tratados como parte dos Proctotrupoidea (por exemplo, Riek 1970; Gauld & Bolton 1988), os Platygastroidea têm sido considerados mais recentemente como um grupo independente (Masner 1993a). Constituem um grande grupo de parasitoides, com 240 gêneros válidos e mais de 4.500 espécies descritas em todo mundo (Austin *et al.* 2005; Masner *et al.* 2007). A despeito da posição ambígua da superfamília dentro de Apocrita, a monofilia do grupo é bem suportada por dois conjuntos de caracteres: a morfologia especializada do metassoma, relacionada à movimentação do ovipositor para fora e dentro do corpo, e a clava antenal das fêmeas, com sensores especializados exibindo morfologia única entre os Hymenoptera (Austin

et al. 2005). Com relação às duas famílias reconhecidas, as evidências indicam que Platygastridae constitui um grupo monofilético, ao passo que Scelionidae seria parafilética (Austin *et al.* 2005; Masner *et al.* 2007; Murphy *et al.* 2007). Por esse motivo, Sharkey (2007) sinonimizou Scelionidae sob Platygastridae, reconhecendo apenas uma família em Platygastroidea. Diversos aspectos da biologia e sistemática da superfamília foram revisados por Austin *et al.* (2005).

42. Platygastridae. São muito diversos e abundantes em todo mundo, mas ainda continuam entre os grupos menos estudados de Hymenoptera. Estão presentes em todos os ambientes terrestres, inclusive em altitudes elevadas, mas são mais raros em áreas secas e abertas. As projeções longas, como em *Inostemma* Haliday, ou volumosas, como em *Synopeas* Jousseaume, observadas na base do metassoma das fêmeas, servem para guardar o longo ovipositor quando este não está sendo utilizado.

São vespas endoparasitoides de embriões (ovos), a maioria das espécies atacando Diptera, em especial Cecidomyiidae, formadores de galhas. Alguns atacam cochonilhas e moscas-brancas (Hemiptera, Pseudococcidae e Aleyrodidae) ou ainda alguns Curculionidae e Chrysomelidae (Coleoptera). A espécie *Parabaeus lenkoi* De Santis, de Barueri, São Paulo, é mirmecófila e está associada à minúscula *Discothyrea sexarticulata* Borgmeier (Formicidae, Proceratiinae) (De Santis 1960; tratada como Scelionidae). Algumas espécies obrigatoriamente ovipositam com precisão cirúrgica, em partes muitos específicas do corpo do embrião. *Inostemma boscii* (Jurine), por exemplo, oviposita no cérebro embrionário, *Trichacis remulus* (Walker), na parte posterior do cordão nervoso e *Platygaster zosine* Walker oviposita apenas no intestino médio (Clausen 1940). Nesses casos, os ovos não se desenvolvem se depositados em outras partes do embrião. Outras espécies de *Platygaster* Latreille, contudo, ovipositam indiferentemente em qualquer região do embrião. Apenas uma espécie, *P. zosine*, é comprovadamente poliembriônica. As larvas de primeiro estágio de muitas espécies têm aparência e morfologia extraordinárias, únicas em Hymenoptera, lembrando crustáceos copépodes. As larvas acompanham o desenvolvimento do hospedeiro até um estágio final, quando devoram rapidamente o interior da larva parasitada e, em seguida, emergem como adultos. Pouco é conhecido da biologia ou ecologia dos adultos. Masner (1995) notou que a maioria deve voar muito bem, uma vez que são obtidos com frequência em armadilhas Malaise, mesmo os menores exemplares, fato incomum para a maioria dos grupos parasitas de Hymenoptera. No Brasil, Maia & Azevedo (2001) registraram representantes de quatro gêneros associados a galhas encontradas em restingas.

As espécies mundiais e seus hospedeiros foram catalogados por Vlug (1995). Espécies com veia submarginal na asa anterior foram anteriormente agrupadas em Inostemmatinae (como em Gauld & Bolton 1988). Masner & Huggert (1989) revisaram os gêneros mundiais dessa subfamília, mas reclassificaram a família em Platygastrinae e Sceliotrachelinae, redefinindo esses táxons. Ambas contêm vários gêneros e numerosas espécies na região Neotropical. Os Sceliotrachelinae, contudo, ainda são conhecidos no Brasil apenas por *Allotropa scutellata* Muesebeck, parasitoide de *Pseudococcus* Westwood (Hemiptera, Pseudococcidae) (Vlug 1995), e por uma espécie não identificada de *Allotropa* Foerster obtida de *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero (Pseudococcidae), no Mato Grosso do Sul, por Lohr *et al.* (1990).

É muito provável que os cerca de 60 gêneros e 1.100 espécies mundiais descritas (Masner 1993a, 1995) representem apenas uma pequena fração da diversidade total do grupo. Apenas na Costa Rica, Masner (1995) estima existir entre 450 e 800 espécies. Para a região Neotropical, há pelo menos 111 espécies registradas (N. F. Johnson, comunicação pessoal). Para o Brasil, Loiácono & Margaría (2002) catalogaram oito gêneros e 20 espécies.

43. Scelionidae (Fig. 35.49). Os escelionídeos compreendem cerca de 150 gêneros e 3.000 espécies em todo o mundo (Johnson 1992; Masner 1993a), ocorrendo praticamente em todos os ambientes e altitudes. Estão classificados em três subfamílias: Scelioninae, com 90% dos gêneros, Teleasinae e Telenominae, esta última muito distinta das demais. O grupo tem marcada importância econômica no controle de insetos-praga, em particular por sua eficiência (com um parasitoide por ovo) e alto grau de especificidade parasitária. O controle populacional exercido sobre vários Hemiptera, em particular, e sobre alguns Lepidoptera, é de grande interesse para a agricultura. No Brasil, *Trissolcus basalis* (Wollaston) extermina até 58% das populações de espécies-praga de Pentatomidae (Hemiptera) que atacam soja (Corrêa-Ferreira & Moscardi 1996). Lomer *et al.* (2001) ainda defendem que espécies de *Scelio* Latreille sejam uma opção realista no controle de populações de gafanhotos praga.

São predominantemente parasitoides internos primários de ovos de insetos; muito incomumente hiperparasitoides facultativos. Membros de Scelioninae atacam especialmente ovos de Hemiptera, Orthoptera, Embioptera e Mantodea, além de ootecas de aranhas; os Teleasinae atacam ovos de Coleoptera e os Telenominae parasitam predominantemente ovos de Hemiptera, em particular de Pentatomidae, e ovos de Lepidoptera. A especificidade de parasitismo em geral é alta, com raros registros de espécies atacando mais de uma família de hospedeiro. Normalmente um indivíduo desenvolve-se em cada ovo hospedeiro, que é marcado com feromônio ou ranhuras feitas com o ovipositor assim que recebem o ovo do parasitoide, para evitar superparasitismo. Alguns Telenominae, contudo, geram 5 a 10 indivíduos por ovo. As larvas de primeiro estágio são unisegmentadas, com uma constrição entre cefalotórax e metassoma, e com enormes mandíbulas. Cada espécie em geral procura seus hospedeiros em ambientes muito específicos, como na parte de cima de folhas, em vegetação submersa, fendas em madeira ou no solo; algumas espécies localizam o hospedeiro através de seus odores no substrato ou o identificam visualmente quando o hospedeiro está próximo a ovipositar e atacam os ovos assim que são depositados; outras ainda são foréticas e se fixam no hospedeiro com as mandíbulas ou pernas, onde

aguardam pelo momento da oviposição. Os adultos são mais comuns em áreas abertas e ensolaradas, mas faunas distintas e ricas ocorrem em florestas, solo e ambientes na proximidade da água. São normalmente os Hymenoptera mais abundantes em coletas com bandejas d'água amarelas. Os Scelionidae do Brasil são foco de numerosos trabalhos com biologia básica e uso em controle de insetos-praga.

Masner (1976) revisou os gêneros mundiais e Johnson (1992) catalogou as espécies do mundo. Masner (1995) apresentou chave para subfamílias e tribos de Scelioninae e gêneros de Telenominae para fauna da Costa Rica. Há pelo menos 367 espécies na região Neotropical (N. F. Johnson, comunicação pessoal). Para o Brasil, Loiácono & Margaría (2002) registraram 26 gêneros e 92 espécies, mas há ainda dois outros gêneros não descritos do Espírito Santo e Santa Catarina (N. F. Johnson, comunicação pessoal), e três outras espécies de *Acanthoscelio* Ashmead descritas por Dotseth & Johnson (2001).

CYNIPOIDEA

O reconhecimento da superfamília Cynipoidea como um grupo natural e sob o escopo adotado atualmente remonta a classificações propostas na segunda metade do século XIX. Em contraponto, a classificação interna do grupo permanece bastante confusa. Mesmo tratamentos recentes, como em Ritchie (1993) e Fergusson (1995), há classificações discrepantes quanto às famílias reconhecidas e seus limites. As relações filogenéticas entre os grandes grupos de Cynipoidea foram investigadas por Ronquist (1995a, 1999). Adota-se aqui a classificação proposta por Ronquist (1995a), em que são reconhecidas cinco famílias recentes: Austrocynipidae, Ibaliidae, Liopteridae, Figitidae e Cynipidae. As famílias de Cynipoidea são informalmente divididas em dois grupos, os macrocinipoideos, contendo as três primeiras dessas famílias, e os microcinipoideos, contendo Figitidae e Cynipidae (Ronquist 1995a). Os microcinipoides formam um grupo monofilético, ao passo que os macrocinipoideos constituem um grado basal (Ronquist 1995a, 1999).

Liopteridae e Figitidae têm ocorrência natural no Brasil, ao passo que a presença de Ibaliidae se deve à introdução recente de uma espécie de *Ibalia* Latreille. Cynipidae possivelmente também está presente, porém sem registros confirmados (vide abaixo). Trabalhos importantes para uma introdução à taxonomia de Cynipoidea na região Neotropical são as respectivas seções em Fernández & Sharkey (2006) e em Hanson & Gauld (2006) e, embora defasada, a revisão de Weld (1952) para a fauna mundial.

44. Cynipidae. Constitui um grupo diverso no hemisfério norte e com uma grande riqueza de vespas indutoras de galhas em plantas. Contém 77 gêneros e cerca de 1.400 espécies, sendo representada na porção sul da América do Sul apenas pelas tribos Eschatocerini e Pediaspini e por espécies introduzidas de Aylacini e Cynipini (Liu & Ronquist 2006; Pujade-Villar & Hanson 2006). Não existe nenhum registro confirmado de Cynipidae no Brasil, embora a literatura mais antiga indique sua presença no país, principalmente por incluir *Myrtopsen* Ruebsaamen (Thrasorinae, Figitidae) nessa família. É possível, entretanto, que no futuro pelo menos uma espécie de *Eschatocerus* Mayr venha a ser coletada no Brasil, uma vez que sua planta hospedeira, *Acacia caven* (Molina) Molina (Mimosaceae), conhecida popularmente como espinilho, tem ocorrência no Rio Grande do Sul. O gênero *Eschatocerus*, encontrado na Argentina e Uruguai, está associado a plantas dos gêneros *Prosopis* e *Acacia*, induzindo grandes galhas esféricas em seus ramos (Diaz 1980).

45. Figitidae (Figs. 35.50-51). Grupo bastante diverso e distribuído em todo o mundo, a família Figitidae tem mais de 130 gêneros e 1.400 espécies descritas (Ronquist *et al.* 2006). A maior parte da riqueza da família está contida na subfamília Eucoilinae, que contém cerca de 70% das espécies conhecidas. As relações filogenéticas dentro de Figitidae foram investigadas por Buffington *et al.* (2007) e, dentro de Eucoilinae, por Fontal-Cazalla *et al.* (2002). Das 11 subfamílias atualmente reconhecidas (Ros-Farré & Pujade-Villar 2007; Buffington & Liljeblad 2008), oito estão presentes na região Neotropical: Anacharitinae, Aspicerinae, Charipinae, Emargininae, Eucoilinae, Figitinae, Plectocynipinae e Thrasorinae. Dessas oito subfamílias neotropicais, apenas Plectocynipinae não é conhecida do Brasil.

As informações disponíveis indicam que todos os figitídeos são parasitoides, podendo ser divididos em três grupos quanto à biologia: (1) parasitoides de larvas cecidógenas em galhas causadas por Cynipidae e Chalcidoidea (Euceroptrinae, Parnipinae, Plectocynipinae e Thrasorinae); (2) parasitoides de himenópteros e neurópteros que atacam afídeos e psilídeos (Anacharitinae e Charipinae); (3) parasitoides de larvas de Diptera que se desenvolvem dentro de tecido vegetal ou de matéria orgânica em decomposição (demais subfamílias) (Ronquist *et al.* 2006). Na região Neotropical, os figitídeos são abundantes e podem ser obtidos em armadilhas Malaise, armadilhas de interceptação de voo e por coleta ativa por varredura, bem como pela criação de seus hospedeiros. Os poucos estudos de biologia da família no Brasil têm envolvido principalmente Eucoilinae associados às moscas-das-frutas (como Guimarães *et al.* 1999; Guimarães & Zucchi 2004) e a moscas que se desenvolvem em fezes de bovinos (por exemplo, Díaz *et al.* 2000; Marchiori 2008).

De acordo com De Santis (1980), a fauna brasileira de Figitidae contém 69 espécies, e, mais recentemente, Díaz *et al.* (2002) citam 83 espécies. Não há revisão moderna para toda a família na região Neotropical que permita a identificação até gênero de todas as subfamílias, embora a revisão de Weld (1952) ainda possibilite a identificação de parte dos grupos. Chaves para gêneros de algumas subfamílias podem ser encontradas em Pujade-Villar *et al.* (2002) (Charipinae), Buffington & Ronquist (2006) (Eucoilinae) e Ros-Farré & Pujade-Villar (2007) (Thrasorinae).

Chave para as subfamílias, adaptada de Ros-Farré & Pujade-Villar (2007)

1. Escutelo com uma placa dorsal distintamente elevada em relação ao restante da superfície do escutelo, placa com contorno oval, em forma de gota ou alongada; superfície da placa escutelar com um orifício glandular situado no centro

ou na metade posterior da placa ..... **Eucoilinae**

— Escutelo com formato diferente ou, se com região central elevada, nunca formando uma placa equipada com orifício glandular na superfície dorsal **2**

2(1). Cabeça, em vista frontal, com contorno triangular; porção ocupada pelas peças bucais relativamente reduzida. Mandíbulas pequenas e amplamente sobrepostas. Placa pronotal vertical e definida por uma carena contínua de um lado a outro do pronoto ..... **Anacharitinae**

— Cabeça, em vista frontal, com contorno quadrado ou arredondado; porção ocupada pelas peças bucais relativamente ampla. Mandíbulas maiores e com reduzida sobreposição. Carenas pronotais, quando presentes, não unidas na porção dorsal do pronoto **3**

3(2). Porção medial da face com uma depressão oval conspícua abaixo dos alvéolos antenais. Tergo metassomal II com formato peculiar, porção dorsal alongada e projetada para trás sobre tergo III, porções laterais estreitas, margem posterior do tergo com contorno côncavo ..... **Aspicerinae**

— Depressão facial ausente. Tergo metassomal II não modificado, porção dorsal apenas levemente projetada para trás, margem posterior do tergo com contorno convexo **4**

4(3). Notaulos usualmente completamente ausentes. Superfície do corpo usualmente lisa e brilhante, sem esculturação evidente. Vespas pequenas, em geral corpo com 1 mm de comprimento **5**

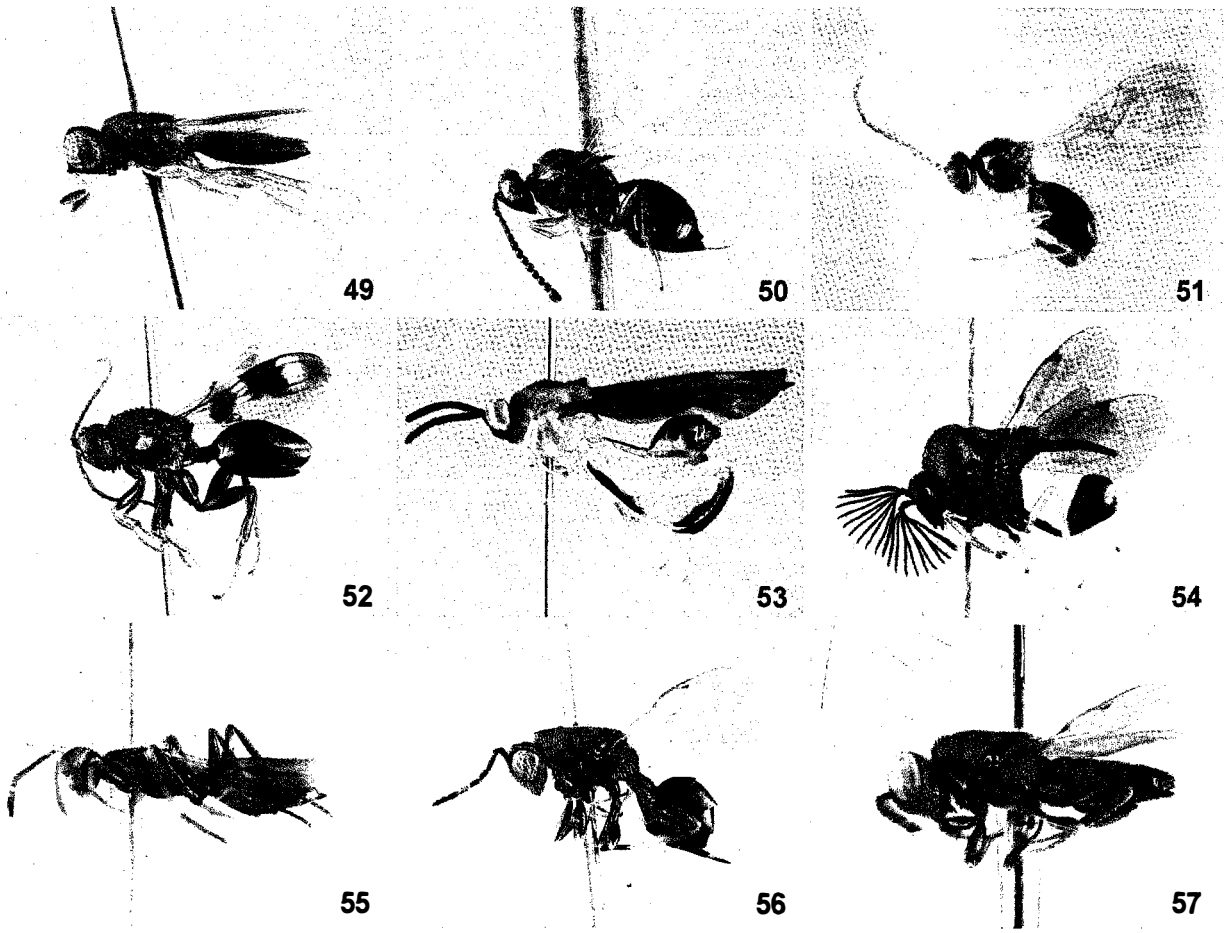
— Notaulos quase sempre pelo menos parcialmente presentes. Mesoscuto e mesopleura com pelo menos alguma esculturação evidente. Vespas maiores **6**

5(4). Margem apical da asa anterior com forte reentrância, tornando o ápice da asa bilobado. Escutelo alongado, frequentemente com uma carena submedial delimitando uma área oval central ..... **Emargininae**

— Margem apical da asa anterior sem reentrância, ápice da asa não bilobado. Escutelo semiglobular, sem uma carena submedial delimitando uma área oval central ... **Charipinae**

6(4). Sulco supra-alveolar ausente. Tergo metassomal I bem evidente, formando um anel ou colar fortemente esclerosado, sua superfície de modo geral carenada longitudinalmente .... **Figitinae**

— Com um sulco semicircular acima do alvéolo antenal. Tergo metassomal I, quando visível, nunca em forma de anel fortemente esclerosado, sua porção dorsal reduzida e com superfície lisa ..... **Thrasorinae**



Figuras 35.49-57. Hábito, forma adulta, vl. **49**, *Acanthoscelio* Ashmead, macho (Scelionidae); **50**, *Acanthaegilips* Ashmead, fêmea (Figitidae); **51**, *Ganaspis* Foerster, fêmea (Figitidae); **52**, *Paramblynotus* Cameron, fêmea (Liopteridae); **53**, *Conura* Spinola, fêmea (Chalcididae); **54**, *Kapala* Cameron, macho (Eucharitidae); **55**, *Oozetetes* De Santis, fêmea (Eupelmidae); **56**, *Prodecatoma* Ashmead, fêmea (Eurytomidae); **57**, *Epistenia* Westwood, macho (Pteromalidae).

46. Ibaliidae. Os ibalídeos constituem um pequeno grupo com três gêneros e 19 espécies, distribuído originalmente nas regiões Holártica e Oriental (Liu & Nordlander 1994; Ronquist 1995b). São vespas relativamente grandes, com cerca de 10 a 20 mm de comprimento, e que parasitam imaturos de Siricidae (Liu & Nordlander 1994). As espécies foram revistas por Liu & Nordlander (1994). *Ibalia leucospoides* (Hochenwarth, 1785), de distribuição holártica, foi introduzida no Brasil aparentemente de modo acidental juntamente com o seu hospedeiro, a vespa-da-madeira *Sirex noctilio* Fabricius (Carvalho 1993).

47. Liopteridae (Fig. 35.52). Formam uma pequena família, com 11 gêneros e cerca de 170 espécies, amplamente distribuída no mundo, com a maioria das espécies sendo encontradas nas regiões tropicais. São vespas relativamente grandes (5 a 15 mm de comprimento), porém raramente coletadas (Ronquist 1995b, 2006b). Pouco se conhece sobre a biologia da família e as evidências indiretas sugerem parasitismo de larvas de Coleoptera vivendo em tecido vegetal (Ronquist 1995b). A filogenia e classificação de Liopteridae foram investigadas por Ronquist (1995b), que reconheceu quatro subfamílias e 11 gêneros. As duas subfamílias presentes na região Neotropical, Mayrellinae e Liopterinae, têm ocorrência no Brasil. A identificação dos gêneros pode ser feita com as chaves de Ronquist (1995b, 2006b). Em Mayrellinae, a única espécie brasileira foi descrita por Liu *et al.* (2007). As espécies descritas de Liopterinae, um grupo restrito à região Neotropical com três gêneros, todos presentes no Brasil, podem ser identificadas pelos trabalhos de Hedicke & Kerrich (1940) e Pujade-Villar *et al.* (2000). De Santis (1980) catalogou 26 espécies para a fauna brasileira. Entretanto, considerando a lista apresentada por Ronquist (1995b) e espécies propostas mais recentemente (Pujade-Villhar *et al.* 2000; Liu *et al.* 2007), pelo menos 30 espécies estão registradas no País.

MYMAROMMATOIDEA

48. Mymarommatidae. A superfamília Mymarommatoidea foi revisada por Gibson *et al.* (2007), que reconheceram duas famílias, Gallorommatidae e Mymarommatidae, a primeira conhecida apenas de fósseis do Cretáceo. Mymarommatidae contém três gêneros recentes, com 12 espécies descritas (Gibson *et al.* 2007; Huber *et al.* 2008). Embora raramente sejam coletados, os mimaromatídeos ocorrem amplamente em todo mundo. No Brasil, a família foi registrada por Penteado-Dias & Pasenow-Braga (2002) em São Paulo e em áreas de monocultura de *Eucalyptus* no Espírito Santo. A biologia dos Mymarommatidae é desconhecida, mas uma espécie foi criada de um fungo tipo orelha-de-pau (Basidiomycetes) (Gibson 1993) e uma espécie da Nova Zelândia normalmente é encontrada em associação com Curculionidae encontrados em musgos (Noyes 2002). Mais recentemente, Huber *et al.* (2008) propuseram, baseados em evidências indiretas, que os Psocoptera seriam os prováveis hospedeiros da família.

CHALCIDOIDEA

Os calcidoideos destacam-se pelo grande número de espécies, constituindo talvez a maior superfamília de Hymenoptera. O número de espécies atualmente descritas rivaliza com as espécies conhecidas de Ichneumonoidea, mas o número real pode ser muito maior. No entanto, ainda não há uma estimativa confiável para a região Neotropical, onde o grupo é ainda muito pouco conhecido.

A despeito de sua grande diversidade, Gibson (1986a) considera o grupo monofilético, com excessão dos Mymaridae e dos Mymarommatidae, com origens provavelmente separadas. No entanto, Mymaridae é considerado grupo-irmão do restante dos Chalcidoidea.

A maioria dos calcidoideos é de insetos pequenos ou muito pequenos. A maioria mede de 1 a 3 mm de comprimento, mas a variação total é de 0,2 mm até 30 mm. O integumento é muitas vezes grossamente esculpido, frequentemente mostrando reflexos metálicos em azul e verde, bronze ou púrpura. As cores, esculturação do corpo e a extrema diversidade morfológica e biológica que apresentam tornam-nos um dos grupos mais ricos e atraentes dentro de Hymenoptera, não obstante seu pequeno tamanho ser a principal razão de serem ainda pouco conhecidos e estudados. Os Chalcidoidea podem ser reconhecidos em geral pela venação alar, bastante reduzida, e pela estrutura das antenas— o escapo é longo, de comprimento bem superior ao de qualquer outro artículo isoladamente, de forma que a antena é geniculada, de modo semelhante às das formigas. O flagelo mostra uma série de artículos precedidos por um ou mais artículos anelares basalmente e, no ápice, alguns artículos unem-se formando uma clava. Barlin & Vinson (1981) mostraram adicionalmente que as antenas dos Chalcidoidea são típicas por possuírem no flagelo sensores do tipo placa multiporosa, alongadas no sentido do eixo longitudinal das antenas e destacando-se da superfície apicalmente. A presença de um prepecto (muito estreito em Mymaridae) e a margem posterior do pronoto que não atinge as tégulas (exceto Mymaridae) são características muito importantes para o reconhecimento dos Chalcidoidea.

A maioria dos Chalcidoidea é parasita na fase larval, atacando outros insetos ou até mesmo ácaros e aranhas (como *Ixodiphagus*, Encyrtidae), embora algumas famílias possam ser fitófagas (por exemplo, todos os Agaonidae, muitos Eurytomidae e Torymidae). Praticamente todas as ordens de insetos são parasitadas pelos calcidoideos, havendo, entretanto, certa preferência por Lepidoptera, Diptera, Coleoptera e Hemiptera, exatamente os grupos de maior importância econômica. Muitas espécies são atualmente utilizadas no controle de pragas agrícolas (Parra *et al.* 2002). A maioria dos Chalcidoidea é parasitoide primário. Os Mymaridae, Trichogrammatidae, Eucharitidae e Leucospidae, por exemplo, são parasitoides primários obrigatórios. Um número menor é hiperparasitoide (como Perilampidae) e algumas espécies desenvolvem-se de ambos os modos de modo alternado.

Muitas características morfológicas encontradas nos ovos e nas larvas dos Chalcidoidea se repetem em famílias inteiras, enquanto outras aparecem independentemente em gêneros ou famílias muito pouco relacionados. É difícil, por isso, compreender filogeneticamente a maioria dessas características, que possuem, ainda, limitado valor para o reconhecimento taxonômico de estágios não associados com

adultos. Gibson *et al.* (1999) discutem as relações filogenéticas no grupo e listam as sinapomorfias conhecidas para os vários táxons no grupo das famílias.

Os sítios seguintes são as principais fontes de informações para os Chalcidoidea na internet: www.canacoll.org/Hym/Staff/Gibson/chalcid.htm, www.sel.barc.usda.gov/hym/chalcid.html, www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids e zoo.bio.ufpr.br/hymenoptera/chalcidoidea.

49. Agaonidae. Os agaonídeos *sensu lato* formam uma família relativamente pequena, com 76 gêneros e 757 espécies no mundo (Noyes 2002), todas se reproduzindo em figos (*Ficus* spp.). São mais diversos em regiões tropicais, embora menos diversos nas Américas do que no Velho Mundo. Vários gêneros e espécies, contudo, foram importados para as Américas, trazidos com as respectivas espécies de *Ficus*. A delimitação do grupo permanece extremamente instável, com relações incertas com grupos de Pteromalidae e Torymidae. Os Sycophaginae (=Idarninae) já foram classificados em Torymidae por alguns autores (como Costa Lima 1962 e Riek 1970). Gibson (1993) discutiu os vários grupos de Chalcidoidea incluídos ou excluídos de Agaonidae por diferentes autores. Estudos com filogenia molecular, contudo, sugerem que apenas os Agaoninae (monofiléticos de acordo com Machado *et al.* 1996 e Rasplus *et al.* 1998) devem ser considerados como Agaonidae, os demais grupos pertencendo a Pteromalidae ou mostram relações inconclusivas com Agaonidae *sensu stricto*.

Houve estreita coevolução e cada espécie de *Ficus* é polinizada por uma espécie diferente e particular de Agaonidae. Na região Neotropical, a biologia do grupo pode ser generalizada aproximadamente como descrita a seguir. As fêmeas de agaonídeos, após emergirem de figos maduros carregando seu pólen, procuram uma planta com sicônios mais jovens, num estado adequado para a reprodução. As fêmeas são possivelmente atraídas por substâncias produzidas pelas folhas e pelos próprios figos quando receptivos à polinização, e penetram no interior do figo através de um ostíolo apical, que só está formado nessa fase. Na maioria dos casos, os figos são polinizados quase todos em um mesmo dia. As vespinhas que entram não são capazes de sair. No interior do figo, dispendem muitos minutos investigando os estigmas com a parte anterior do corpo, polinizando-os e, depois, iniciam a oviposição apenas em determinadas flores. As flores ovipositadas transformam-se em galhas, de onde, mais tarde, com o figo maduro e o pólen formado, irão emergir novos adultos de agaonídeos. Os primeiros a aparecer são os machos, ápteros (cerca de 15% do total), que perfuram sua galha e saem para o interior do figo, onde irão perfurar as galhas contendo fêmeas e copular com elas antes que tenham emergido. Em seguida, os machos abrem um túnel e escapam do figo, caindo no solo em grandes números. As fêmeas, antes de saírem pelo mesmo túnel, procuram as flores masculinas, que se desenvolvem no interior das galhas formadas. Cada antera possui duas fendas, que a fêmea força com suas mandíbulas e com os escapos das antenas para remover o pólen, armazenando-o nas corbículas das coxas anteriores e dos esternos. Em seguida, saem também do figo maduro e procuram outra árvore da mesma espécie com figos jovens, reiniciando o ciclo.

As primeiras figueiras comerciais foram trazidas para o Brasil em 1532, mas não produziam figos por falta das respectivas vespas polinizadoras, desconhecidas na época. Atualmente, a maioria das variedades comerciais ainda depende de agaonídeos para polinização, mas algumas produzem figos partenocarpicamente.

Boucek (1988) e Gibson (1993) forneceram chaves para as seis subfamílias que eles incluem em Agaonidae — Agaoninae, Epichrysomallinae, Otitesellinae, Sycoecinae, Sycophaginae e Sycorictinae — classificação ainda amplamente adotada. Grandi (1963) catalogou as espécies do mundo. Hill (1967a) forneceu um catálogo dos gêneros de Chalcidoidea associados com figos e extensa literatura sobre o assunto. Boucek (1993) forneceu uma revisão geral e chaves para os gêneros de Chalcidoidea associados a figueiras nas Américas. São conhecidos no Brasil 11 gêneros e 51 espécies de agaonídeos.

50. Aphelinidae. De tamanho moderado, com 33 gêneros e 1.168 espécies (Noyes 2002). O grupo é mais frequente nas regiões tropicais. São morfologicamente similares a alguns Encyrtidae e Eulophidae, e foram algumas vezes tratados alternadamente como subfamília nessas famílias por autores passados. Sua monofilia permanece incerta, mas Gibson (1989) aponta importantes sinapomorfias apoiando o grupo Aphelinidae + Signiphoridae.

A biologia do grupo é bastante diversificada, mas a maioria ataca espécies de Coccoidea (Hemiptera, Sternorrhyncha). Costa Lima (1962) forneceu uma lista de hospedeiros. São ecto ou endoparasitas primários ou hiperparasitoides. Em algumas espécies, a fêmea desenvolve-se como parasitoide primário e o macho como hiperparasitoide de coccídeos parasitados por eulofídeos, encirtídeos ou outro afelinídeo; às vezes, são hiperparasitas obrigatórios nos machos de sua própria espécie (Flanders 1967). A maioria ataca Hemiptera Sternorrhyncha, mas também parasitam ovos de Reduvioidea (Hemiptera), Lepidoptera, Orthoptera e Diptera (Cecidomyiidae, Chamaemyiidae). Aphelinidae adultos podem alimentar-se de secreções do hospedeiro ou do líquido que extravasa do corpo do hospedeiro após ter sido perfurado com o ovipositor. Muitas espécies têm sido usadas com grande sucesso no controle de pragas (vide Greathead 1986).

A classificação do grupo em subfamílias varia de autor para autor, havendo de 2 a 8 subfamílias frequentemente definidas de modo diferente na literatura. Hayat (1994) forneceu uma sinopse das várias classificações. Os Eriaporinae (*sensu* Hayat 1994) algumas vezes são tratados como uma família à parte, Euryischidae. Hayat (1983) fornece chaves para os gêneros do mundo. Noyes (2002) lista 14 gêneros e 76 espécies no Brasil.

51. Chalcididae (Fig. 35.53). Os calcidídeos formam uma família moderadamente grande, com 28 gêneros e 439 espécies neotropicais, havendo 87 gêneros e 1.464 espécies mundiais

(Noyes 2002). Wijesecara (1997) defendeu a monofilia dos Chalcididae, o que foi aceito em parte por Gibson *et al.* (1999), que advogaram a necessidade de análises mais detalhadas, em especial com relação aos Eurytomidae. O grupo está estreitamente relacionado aos Leucospidae.

São predominantemente parasitoides solitários internos primários, algumas vezes hiperparasitas, atacando larvas e pupas de vários insetos, mas principalmente de Lepidoptera e Diptera, secundariamente de Coleoptera, Neuroptera e Hymenoptera. Algumas espécies tropicais são ectoparasitoides e umas poucas são gregárias. Espécies de *Dirhinus* Dalman são ectoparasitoides em pupas de Tephritidae (moscas-das-frutas) e algumas foram utilizadas no controle biológico desses insetos. Espécies de *Brachymeria* Westwood atacam pupas de algumas pragas importantes de Lepidoptera, como espécies de *Plutella* Schrank e *Plusia* Hoffmannsegg. Steffan (1961) descreveu fêmeas de *Lasiochalcidia igiliensis* Masi usando as pernas posteriores para segurar e manter abertas as mandíbulas de larvas de Myrmeleontidae (Neuroptera), permitindo que insiram o ovipositor na membrana entre a cabeça e o tórax, para oviposição.

Delvare (1988, 1992) discutiu caracteres, apresentou uma reclassificação e lista das espécies de Chalcidini neotropicais, e Boucek & Delvare (1992) revisaram os gêneros da família e as espécies de Chalcidini para as Américas. No Brasil, são conhecidos 19 gêneros e 219 espécies.

52. Encyrtidae. É uma das maiores e mais importantes de Chalcidoidea, com maior diversidade em áreas tropicais e subtropicais (Noyes 1989, 1990). A posição altamente derivada das coxas médias e dos cercos são evidências para sua monofilia. Os Tanaostigmatidae muito provavelmente representam o grupo irmão de Encyrtidae e ambos estão proximamente relacionados aos Eupelmidae (LaSalle & Noyes 1985; LaSalle 1987; Gibson 1989). Há também algumas características em comum com os Aphelinidae, que já foram incluídos como subfamília de Encyrtidae.

A maioria dos encirtídeos é endoparasitoide primário de outros insetos, especialmente Hemiptera Coccoidea, mas também de Coleoptera, Diptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Neuroptera, Orthoptera e outros Hemiptera, além de Arachnida. Têm preferência pelos estágios larvais dos hospedeiros, embora ovos e, mais raramente, adultos também sejam atacados. Alguns gêneros são hiperparasitas, outros são poliembriônicos atacando principalmente Lepidoptera e ocasionalmente também alguns Hymenoptera Aculeata. O gênero *Ixodiphagus* Howard, representado no Brasil por *I. hookeri* (Howard), parasita ninfas de carrapatos Ixodidae. O grupo rivaliza com os Aphelinidae no grande êxito em programas para controle de pragas agrícolas.

Para a região Neotropical, as revisões mais completas incluem os trabalhos de Noyes (1980), para gêneros, e de De Santis (1964), para as espécies argentinas. Os encirtídeos estão representados no Brasil por 68 gêneros e 126 espécies, na região Neotropical, por 160 gêneros e 589 espécies e no mundo, por 460 gêneros e 3.735 espécies (Noyes 2002).

53. Eucharitidae (Fig. 35.54). Formam um dos grupos mais característicos de Chalcidoidea, morfologica e biologicamente. É principalmente tropical e relativamente pouco estudada. A taxonomia é difícil, envolvendo complexos de espécies e espécies crípticas. Os Eucharitidae *sensu stricto* (Eucharitinae + Oraseminae) formam um grupo monofilético, muito provavelmente relacionados aos Perilampidae como grupo-irmão, embora compartilhem sinapomorfias conhecidas apenas no estágio de larva planídia (Gibson *et al.* 1999). A monofilia das subfamílias citadas parece bem estabelecida (Heraty 1989, 1994).

Os eucaritídeos são todos parasitoides externos (principalmente) ou internos de larvas e pupas de formigas. Oraseminae atacam Myrmicinae, além de *Ectatomma* Smith e *Formica* L., e a maioria dos Eucharitinae ataca Ponerinae. Os ovos geralmente são depositados em massas, sobre folhas, em brotos ou em várias outras partes das plantas, embora frequentemente com uma espécie e região da planta específica para cada espécie de Eucharitidae. Muitas espécies fazem posturas endofíticas, com frequência introduzindo mais de 15 mil ovos no tecido vegetal. A larva de primeiro estágio é uma planídia, como em Perilampidae. A planídia sobe em uma formiga e é levada até ao formigueiro, onde abandona o adulto e ataca uma larva ou pupa; as espécies neotropicais atacam apenas o estágio de pupa. O adulto emerge ainda dentro do formigueiro. Clausen (1940) apresentou um relato detalhado sobre a biologia dos Eucharitidae.

Tradicionalmente são subdivididos em duas subfamílias, Eucharitinae e Oraseminae, ambas amplamente representadas na região Neotropical. Noyes (2002) adota uma terceira subfamília, Akapalinae, grupo ausente nas Américas. Heraty (2002) fornece chave para os gêneros do mundo. Os eucaritídeos estão representados no Brasil por 14 gêneros e 38 espécies, na região Neotropical, por 20 e 101 e no mundo, por 55 e 423, respectivamente (Noyes 2002).

54. Eulophidae. Formam a maior família de Chalcidoidea (283 gêneros e 3.980 espécies no mundo) (Noyes 2002), incluindo-se aqui as espécies de *Elasmus* Westwood. Apesar do enorme número de espécies e grande variabilidade morfológica, o grupo provavelmente é monofilético (Gauthier *et al.* 2000). Muitas espécies têm importância econômica, sendo utilizadas para controle biológico de pragas. A maioria das espécies é muito delicada, encarquilhando facilmente depois de secas, exigindo, portanto, secagem em aparelho de ponto crítico ou preparação com HMDS.

A biologia é extremamente diversificada, sendo conhecidos como parasitas externos ou internos de numerosas famílias e ordens de insetos. Além disso, algumas espécies devoram ovos de espécies de aranhas (Araneae), ácaros (Acari) e Nematoda (LaSalle 1994). A maioria é parasitoide primário, embora o hiperparasitismo também seja comum. Muitos atacam as larvas de seus hospedeiros, mas alguns também parasitam ovos ou pupas. Parece haver certa preferência pelos Lepidoptera e Diptera, especialmente as espécies minadoras de folhas. Várias espécies de Tetrastichinae são fitófagas, inclusive atacando sementes ou formando galhas. Uma espécie de *Horismenus* Walker

(Entedoninae) ataca pré-pupas de Psephenidae (Coleoptera) dentro d'água (Burks 1968); várias espécies de *Aprostocerus* (*Ootetrastichus*) Perkins parasitam ovos de Odonata ou Dytiscidae (Coleoptera) em caules de plantas aquáticas; e fêmeas adultas já foram observadas nadando abaixo da superfície d'água (V. Kostjukov e V. Fursov em Gibson *et al.* 1997). As espécies de *Elasmus* Westwood são em geral ectoparasitas gregários primários sobre larvas ou pupas não expostas de Lepidoptera e de alguns Hymenoptera. Como para a maioria dos idiobiontes, as fêmeas de *Elasmus* picam e imobilizam o hospedeiro antes de deixar os ovos sobre ou próximos a ele. Algumas espécies brasileiras de *Elasmus* são hiperparasitoides sobre *Apanteles* Foerster (Braconidae).

São raras as chaves para a fauna neotropical, mas Hansson (2002, 2004) revisou as espécies da Costa Rica, sendo que LaSalle & Schauff (1992) apresentaram um estudo das espécies neotropicais descritas por alguns autores antigos importantes. Estão representados no Brasil por 60 gêneros e 141 espécies (Noyes 2002).

55. Eupelmidae (Fig. 35.55). Esta é uma família moderadamente grande, com 45 gêneros e 907 espécies no mundo (Noyes 2002), de distribuição cosmopolita. São filogeneticamente próximos aos Encyrtidae e Tanaostigmatidae, mas há fortes similaridades morfológicas com alguns Cleonyminae (Pteromalidae) e é possível que ao menos os Calosotinae e Eupelminae sejam grupos-irmãos de algum táxon dessa subfamília (Gibson *et al.* 1999). Os Eupelminae mostram dimorfismo sexual extremo (Gibson 1986b, 1989), com machos similares aos machos de Cleonyminae, mas mostrando poucas das características de Eupelmidae.

Embora a maioria dos calcidoideos utilize as pernas médias para saltar, esse mecanismo atinge seu máximo grau de potência e sofisticação nas fêmeas de Eupelmidae, inclusive com uso de musculatura indireta, num complexo único em Hymenoptera; os machos, contudo, retém a condição primitiva (Gibson 1986b, 1989, 1995). Ao saltar, as pernas médias das fêmeas chegam a ser ejetadas para fora de seu encaixe com o mesossoma, numa contração tão intensa que a cabeça e o ápice do metassoma chegam a se tocar sobre o corpo. Ao morrer, fêmeas normalmente contraem a musculatura do mesossoma, aproximando as placas dorsais, que ficam elevadas num "V" invertido; ao mesmo tempo, a cabeça e o metassoma são flexionados para cima e as pernas médias ficam estendidas, em aspecto característico dessa família.

A maioria das espécies é ectoparasitoide primário ou hiperparasitoide facultativo sobre estágios imaturos de Lepidoptera, Hemiptera, Hymenoptera, Coleoptera, Neuroptera, Orthoptera, Blattaria, Mantodea e Diptera, inclusive espécies de importância econômica. Algumas espécies atacam uma grande variedade de hospedeiros: espécies de *Anastatus* Motschulsky, por exemplo, desenvolvem-se em ovos de Hemiptera, ootecas de baratas e de Mantodea, e também em ovos de vários Lepidoptera. Algumas espécies são parasitoides gregários e algumas predam ovos ou larvas de vários insetos ou ovos de aranhas. Gibson (1995b) fez uma síntese da biologia da família.

Três subfamílias são reconhecidas na classificação corrente. Gibson (1989) forneceu chaves para os gêneros mundiais de Calosotinae e Neanastatinae, e Gibson (1995a), para os gêneros mundiais de Eupelminae. Os eupelmídeos estão representados no Brasil por 14 gêneros e 57 espécies (Noyes 2002).

56. Eurytomidae (Fig. 35.56). Família moderadamente grande, com 88 gêneros e 1.424 espécies no mundo (Noyes 2002). As diferentes espécies mostram considerável diversidade de formas. Burks (1971) agrupou os gêneros em oito subfamílias, mas não forneceu características para reconhecê-las. Contudo, apenas três subfamílias são amplamente aceitas atualmente, tal como redefinidas por Stage & Snelling (1986).

Além de numerosas espécies galhadoras ou que se desenvolvem em sementes, ovários ou outras partes das plantas, há também parasitoides e hiperparasitoides sobre ovos ou larvas de insetos de várias ordens. Algumas espécies brasileiras de *Eurytoma* Illiger e *Prodecatoma* Ashmead são conhecidas por atacarem bulbos de orquídeas, sementes de pitanga (*Eugenia pitanga*), genipapo (*Genipa americana*) e frutos de araçá (*Psidium*) (DalMolin *et al.* 2004), enquanto que *Prodecatoma cruzi* Costa Lima preda os ovos de *Erethistes lateralis* Costa Lima, curculionídeo broca-do-bambu. Espécies de *Eurytoma*, gênero extremamente comum, têm biologia muito variada, mas são normalmente parasitoides ou inquilinas em galhas formadas por outros insetos, ou atacam principalmente larvas de Bruchidae, Curculionidae e Scolytidae (Coleoptera) em sementes ou caules; algumas ainda se desenvolvem em casulos de Lepidoptera, ou em outros grupos de insetos, além de atacar também ootecas de aranhas, inclusive da viúva-negra, *Latrodectus mactans* (Fabricius).

A identificação dos gêneros geralmente é fácil, exceto para alguns machos. A chave de Burks (1971) ainda é a referência principal, mas há algumas mudanças mais recentes para a região Neotropical. Alguns gêneros brasileiros também podem ser reconhecidos com Hanson & LaSalle (em Hanson & Gauld 1995). A família Eurytomidae é conhecida no Brasil por 26 gêneros e 64 espécies (Noyes 2002; DalMolin *et al.* 2004).

57. Leucospidae. Formam uma das menores famílias de Chalcidoidea, com apenas quatro gêneros e 134 espécies no mundo (Noyes 2002), sendo restritas às regiões quentes do globo. São morfologicamente muito próximos dos Chalcididae, já tendo sido incluídos nessa família como Leucospinae (como em Riek 1970). O ovipositor longo e completamente curvado sobre o metassoma, característica do gênero *Leucospis* Fabricius, é única entre adultos de Chalcidoidea, embora, de acordo com Boucek (1974), também possa ser observada na fase pupal de alguns Chalcidoidea de ovipositor longo.

Parasitoides em larvas de Hymenoptera Aculeata, em geral abelhas (Apidae) ou vespas solitárias das famílias Vespidae (Eumeninae), Sphecidae e Crabronidae. As fêmeas perfuram as paredes dos ninhos de barro, madeira ou qualquer outro material e depositam um ovo relativamente grande, com cerca de 3 mm de comprimento, perto ou sobre o hospedeiro. A larva de primeiro ínstar mata e devora outros eventuais parasitoides, sofre uma muda e, então, passa a sugar a larva hospedeira como ectoparasita. Os adultos têm peças bucais protráteis e sugam néctar em vários tipos de flores, onde são encontrados com mais frequência.

Boucek (1974) revisou os gêneros e espécies do mundo. São conhecidos no Brasil por dois gêneros e 25 espécies.

58. Mymaridae. Cosmopolita, esta família tem 114 gêneros e 1.400 espécies no mundo (Noyes 2002). Formam um grupo monofilético (Schauff 1984) e representam o grupo-irmão dos demais Chalcidoidea. São insetos usualmente amarelados ou escuros, e geralmente muito pequenos, com menos de 1 mm de comprimento. Contudo, algumas espécies da Mata Atlântica podem atingir quase 10 mm e mostrar cores marcantes, como vermelho e branco brilhantes. Várias classificações diferentes foram propostas para subfamílias. Huber (1986) discutiu o problema e Noyes & Valentine (1989) reconheceram cinco grupos de gêneros "provavelmente monofiléticos".

São facilmente coletados com armadilhas do tipo de bandeja d'água amarela ou através de varreduras, apesar de esse último método frequentemente danificar os exemplares obtidos. Gauld & Bolton (1988) defendem que uma boa coleta de Mymaridae pode ser feita com armadilha Malaise com malha fina.

São todos endoparasitoides primários em ovos de outros insetos, com certa preferência por Hemiptera. Entretanto, já foram descritas espécies que parasitam ovos de Coleoptera, Lepidoptera, Diptera, Orthoptera, Odonata, Thysanoptera e Psocoptera. Ovos depositados em situações mais protegidas, como dentro de plantas ou no solo, são mais frequentemente parasitados. Algumas espécies mergulham e nadam para ovipor em ovos inseridos em plantas aquáticas. A biologia de algumas espécies no Brasil foi tratada por vários autores (como Soares 1942; Oliveira & Lopes 2000; Triapitsyn & Fidalgo 2001).

Yoshimoto (1990) revisou e forneceu chave para os gêneros que ocorrem nas Américas. Espécies brasileiras foram ainda isoladamente descritas por Soares (1942), Gomes (1948) e Triapitsyn & Fidalgo (2001). Os mimarídeos estão representados no Brasil por 16 gêneros e 36 espécies (Noyes 2002).

59. Ormyridae. É uma das menores famílias de Chalcidoidea, com três gêneros e 125 espécies em todo o mundo (Noyes 2002). São mais comuns nas regiões Neártica e Paleártica. Sua monofilia é sugerida por duas sinapomorfias: tergos centrais com fóveas e metatíbia com dois esporões fortes e curvados. Os Ormyridae já foram incluídos em Pteromalidae (Riek 1970), embora sejam mais frequentemente associados aos Torymidae, grupo com o qual compartilham algumas características (Gibson *et al.* 1999). As poucas informações sobre a família indicam que se trata de parasitoides de insetos galhadores pertencentes a Hymenoptera (Pteromalidae e Cynipidae) e Diptera (Hanson 1992, 1995a). Ashmead (1904) descreveu a única espécie até agora conhecida do Brasil, *Ormyrus brasiliensis* Ashmead, coletada no Mato Grosso.

60. Perilampidae. Grupo amplamente distribuído em todo mundo, com 13 gêneros e 266 espécies (Noyes 2002, excluindo os Philomidinae). Algumas vezes foram considerados como subfamília de Pteromalidae, mas parecem ser filogeneticamente mais próximos dos Eucharitidae (Gibson *et al.* 1999). Contudo, sua delimitação e relações filogenéticas ainda não estão bem definidas, apresentando problemas complexos.

A maioria das espécies parece ser hiperparasitoide (obrigatório ou não), atacando especialmente pupas de Tachinidae (Diptera) que atacam Lepidoptera, mas também Braconidae, Ichneumonidae e Crabronidae; algumas espécies são parasitoides primários em Orthoptera e Neuroptera. Algumas espécies africanas de Chrysolampinae atacam coleópteros Platypodidae (brocas de madeira). As espécies passam por heteromorfose. Os ovos são depositados na folhagem e o primeiro estágio larval, do tipo planídia, procura ativamente e penetra no corpo do hospedeiro atravessando seu integumento; na hemolinfa, desloca-se à procura do parasitoide primário que irá atacar; os estágios seguintes assumem progressivamente uma morfologia típica das larvas de Apocrita. Os adultos são mais frequentemente coletados sobre ou próximos de flores, ou pairando sobre a vegetação.

Boucek (1978) forneceu chave para os gêneros mundiais e Darling (2006a,b), para a região Neotropical. Argaman (1990, 1991) apresentou uma sinopse dos *Perilampus* Latreille e descreveu 26 gêneros, todos sinonimizados com *Perilampus* por Darling (1996). Os perilampídeos estão representados no Brasil por dois gêneros e nove espécies (Noyes 2002).

61. Pteromalidae (Fig. 35.57). Os pteromalídeos têm 3.506 espécies em 588 gêneros no mundo (Noyes 2002). São muito diversificados morfologicamente, o que tem levado a uma taxonomia instável para o grupo. Gibson *et al.* (1999) reconheceram 31 subfamílias e Gibson (1993) listou e comentou brevemente sobre 39 grupos classificados como subfamílias de Pteromalidae por diversos autores. Apesar do grande número de subfamílias, mais de 50% dos gêneros e espécies estão concentrados em Pteromalinae, a qual, similarmente aos Pteromalidae, é delimitada basicamente pela ausência das características que definem os outros grupos. Cleonyminae, Spalangiinae, Miscogasterinae etc. foram tratadas outrora como famílias distintas, mas a monofilia de todos estes grupos ainda é incerta (vide Gibson *et al.* 1999). As maiores dificuldades aparecem quando se pretende distinguir os espécimes de Pteromalidae de alguns Eupelmidae e Torymidae, em particular exemplares machos.

A biologia dos pteromalídeos é extremamente variada e o grupo como um todo mostra a maior parte dos modos reprodutivos conhecidos para outros grupos de parasitoides. Há espécies solitárias ou gregárias, ectoparasitas e endoparasitas, cenobiontes e idiobiontes, parasitoides primários e hiperparasitoides, e ainda muitas espécies são predadoras na fase larval, por exemplo, devorando larvas de Cecidomyiidae (Diptera). A maioria é, contudo, idiobionte. Muitos se desenvolvem como ectoparasitoides solitários ou gregários de larvas ou pupas de Diptera, Coleoptera, Hymenoptera, Lepidoptera e Siphonaptera. Um grande número de espécies ataca hospedeiros ocultos no interior de tecidos vegetais, tal como insetos minadores ou galhadores ou brocas de madeira. Outros são estritamente ectoparasitoides, embora possam desenvolver-se dentro da

pupa do hospedeiro, como no caso de espécies de *Spalangia* Latreille, que atacam pupas de Muscidae (Diptera) e são muito estudadas no Brasil. Numerosas espécies de Pteromalidae são endoparasitoides idiobiontes, atacando, por exemplo, larvas ou pupas de Lepidoptera. Uns poucos são hiperparasitas obrigatórios, atacando, por exemplo, Braconidae Aphidiinae, que atacam pulgões (Hemiptera). Após ovipositar, os adultos de algumas espécies alimentam-se do fluido corporal que exsuda da perfuração feita no hospedeiro pelo ovipositor. Em *Habrocytus cerealellae* (Ashmead), que ataca a larva de uma mariposa praga de grãos, o ovipositor secreta uma substância que enrijece e forma um tubo, por onde a vespinha suga fluidos da larva com ela ainda dentro do grão.

Dos 57 gêneros registrados para o Brasil, 37 podem ser reconhecidos com Boucek & Heydon (1997). São conhecidas no país 121 espécies (Noyes 2002).

62. Signiphoridae. Esta é uma das menores famílias de Chalcidoidea, compreendendo 75 espécies em quatro gêneros (Noyes 2002). Em classificações mais antigas, foi denominada como Thysanidae ou tomada como uma subfamília de Encyrtidae— Thysaninae. Os signiforídeos são notavelmente mais diversos nas regiões tropicais e subtropicais da América do Sul, embora sejam conhecidas numerosas espécies neotropicais que ainda não foram descritas (Woolley 1997). A maioria das características que definem os Signiphoridae parecem ser únicas e derivadas, indicando que a família deve ser monofilética e provavelmente relacionada aos Aphelinidae (Woolley 1988; Gibson 1989).

São parasitas primários internos, atacando principalmente Hemiptera Sternorrhyncha, em particular os Coccoidea (cochonilhas), Aleyrodidae (moscas brancas), Psyllidae e Aphidae, além de pupas de alguns Diptera, especialmente Tachinidae. Algumas espécies são parasitas externos em pupários de dípteros Chamaemyiidae e Chloropidae e outras são hiperparasitoides internos em outros Chalcidoidea (por exemplo, Encyrtidae). Em alguns casos, o primeiro ínstar larval desenvolve-se como parasita interno, enquanto o segundo ínstar se desenvolve como ectoparasita (Quezada *et al.* 1973).

Woolley (1988) discutiu a filogenia e classificação da família. Duas subfamílias são reconhecidas: Signiphorinae e Thysaninae. Os quatro gêneros neotropicais podem ser reconhecidos com as chaves de Woolley (1988, 1997) e Hanson (1995b). De Santis (1980) listou literatura específica para o Brasil para espécies de *Signiphora* Ashmead. Noyes (2002) listou dois gêneros e 16 espécies no Brasil.

63. Tanaostigmatidae. Esta pequena e rara família compreende 92 espécies em nove gêneros (Noyes 2002), de ocorrência essencialmente tropical e subtropical. O grupo tem sido considerado por alguns autores como subfamília de Encyrtidae ou, mais frequentemente, de Eupelmidae. Contudo, são seguramente isolados como família em função do prepecto característico, dilatado em função do alongamento de um processo mesoscutal para inserção de músculos relacionados à perna média (Gibson 1989). A monofilia do grupo parece evidente, embora permaneçam fortes dúvidas quanto à inclusão do gênero *Cynipencyrtus* Ishii, com características intermediárias entre Tanaostigmatidae e Encyrtidae (Gibson *et al.* 1999).

A maioria das espécies para a quais se conhece alguma informação biológica foi obtida de galhas em caules, folhas, sementes e ovários florais, mas não há certeza de quantas espécies de Tanaostigmatidae são realmente formadoras de galhas. Espécies parasitoides de outros insetos também ainda não foram comprovadas. No Brasil, *Tanaostigmodes fernandesi* LaSalle foi encontrada por Fernandes *et al.* (1987) como inquilina em galhas de Cecidomyiidae sobre *Machaerium aculeatum* (Fabaceae).

Os gêneros e espécies das Américas foram revisados por LaSalle (1987). Noyes (2002) listou cinco gêneros e 20 espécies para o Brasil.

64. Torymidae. De tamanho moderado, a família tem 68 gêneros e 986 espécies no mundo inteiro, sendo mais diversa na região Holártica (Noyes 2002). Grupos como Ormyridae e alguns Agaonidae já foram incluídos em Torymidae, mas a definição atual é mais restrita. As características que mais precisamente delimitam e definem todos os Torymidae são a ocorrência de cercos visíveis e tergo metassomal VIII quase inteiramente livre (Grissell 1997). Um número variável de subfamílias é reconhecido, mas quatro são mais frequentemente citadas: Megastigminae, Monodontomerinae, Podagrioninae (=Chalcedectinae) e Toryminae, com definições em alguns casos variando de autor para autor. Grissell (1995), contudo, em extensa revisão, estabeleceu a monofilia e reclassificou a família em duas subfamílias: Megastigminae e Toryminae, a última com sete tribos, Chalcimerini, Microdontomerini, Monodontomerini, Palachiini, Podagrionini, Torymini e Torymoidini.

Cerca de 85% das espécies são entomófagas e 15%, fitófagas. Os Megastigminae são primariamente fitófagos e os Toryminae são primariamente entomófagos; no total, oito ordens e 51 famílias de insetos são atacados (Grissell 1995). Os hospedeiros predominantes são insetos formadores de galhas, em especial Hymenoptera e Diptera, e mais raramente Psylloidea (Hemiptera). Os Podagrionini atacam ootecas de Mantodea, embora não haja informações sobre possíveis interações com outros parasitoides de Mantodea, especialmente Eupelmidae e Scelionidae (Grissell 1995; Hanson 1995c). Os Monodontomerini atacam predominantemente Lepidoptera e Hymenoptera Aculeata.

Das sete tribos de Toryminae, apenas Monodontomerini, Torymini e Torymoidini têm representantes conhecidos para o Brasil (Grissell 1995). Megastigminae está representada no país apenas por uma espécie introduzida da África, *Megastigmus transvaalensis* (Hussey), que se desenvolve em sementes de *Schinus* e *Rhus* (Anacardiaceae) (Perioto 1997; Grissell & Prinsloo 2001; Scheffer & Grissell 2003). A família é conhecida no Brasil por nove gêneros e 29 espécies (Noyes 2002).

65. Trichogrammatidae. Cosmopolita, com 85 gêneros e 785 espécies reconhecidas no mundo (Noyes 2002).

Provavelmente formam um grupo monofilético (Gibson *et al.* 1999), aparentemente relacionado a alguns Eulophidae e Aphelinidae, com os quais compartilham uma estrutura incomum da mesofurca, corpo frágil e antena com número reduzido de artículos.

Todas as espécies conhecidas de Trichogrammatidae são endoparasitas primários de ovos de outros insetos, especialmente Hemiptera, mas também atacam ovos de Coleoptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Diptera, Thysanoptera, Odonata e Neuroptera. Viggiani (1981) e Viggiani & Laudonia (1994) relataram duas espécies parasitoides em pupários de Cecidomyiidae (Diptera). Algumas espécies mergulham e nadam para ovipositar em ovos de Odonata inseridos em plantas aquáticas (vide Costa Lima 1960). As espécies parecem ser mais específicas para o ambiente que para o hospedeiro e fêmeas de algumas espécies tentam ovipositar em praticamente qualquer coisa de tamanho e formato aceitáveis (Gibson 1993). Algumas espécies de *Trichogramma* Westwood são utilizadas em vários países para o controle de pragas agrícolas, representando o gênero mais amplamente utilizado no mundo para essa finalidade (Smith 1996). No Brasil, seu uso em controle biológico é discutido por Parra & Zucchi (1997) e Zucchi & Parra (2004).

O gênero *Trichogramma* é o mais comum e muitas de suas espécies podem ser reconhecidas pela antena da fêmea, com dois artículos anelares, dois artículos no funículo e uma grande clava; machos com clava de um artículo, portando longas cerdas; veias marginal e radial em forma de "S". Chaves de identificação para gêneros incluem Doutt & Viggiani (1968) para gêneros do mundo e Pinto (2006), para gêneros do Novo Mundo. Querino & Zucchi (2003a,b,c, 2005) tratam da distribuição e taxonomia de espécies brasileiras de *Trichogramma*. Os tricogramatídeos estão representados no Brasil por 14 gêneros e 56 espécies (Noyes 2002).

Agradecimentos. GARM é grato a Massimo Olmi (Università della Tuscia), David R. Smith (Systematic Entomology Laboratory/USDA) e Scott R. Shaw (University of Wyoming), pelo envio de separatas, a Vinalto Graf (UFPR), por informações sobre alguns Ichneumonidae, a Antonio Carlos C. Macedo, pela identificação de material de Gasteruptiidae e a Gary A. P. Gibson (Canadian National Collection of Insects), pela identificação dos Pteromalidae ilustrados. GARM agradece também a Fátima S. Zagonel e Mirian N. Morales pela confecção dos desenhos, a Fernando M. S. Dias, pela rotulagem das figuras a traço, ao projeto Taxonline (UFPR), pelo uso do equipamento fotográfico e a Paschoal C. Grossi, pela cessão da foto de *Syzygonia*. Todo o capítulo foi preparado por GARM, incluindo a chave de identificação para superfamílias e famílias e a lista de referências bibliográficas; a contribuição dos demais autores convidados é especificada a seguir. APA preparou os textos originais (desprovidos de lista bibliográfica, exceto parcialmente para Chalcidoidea) referentes às superfamílias Orussoidea, Stephanoidea, Megalyroidea, Ceraphronoidea (exceto seção introdutória), Trigonaloidea, Ichneumonoidea (incluindo chave de famílias incorporada à chave geral), Proctotrupoidea (exceto seção introdutória), Platygastroidea (exceto seção introdutória) e Chalcidoidea; BRGB colaborou na preparação da seção de "Coleta e Fixação" e nos textos das superfamílias Chrysidoidea e Vespoidea, bem como na preparação da lista bibliográfica e das fotografias que acompanham o capítulo.

Referências bibliográficas

Achterberg, C. van. 1993. Illustrated key to the subfamilies of the Braconidae. **Zoologische Verhandelingen** 283: 3-189.

Agosti, D.; J. D. Majer; L. E. Alonso & T. R. Schultz (eds.) 2000. **Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity.** Washington D.C., Smithsonian Institution Press, 280 p.

Aguiar, A.P. 1997. Mating behavior of *Pelecinus polyturator* (Hymenoptera: Pelecinidae). **Entomological News** 108: 117-121.

Aguiar, A.P. 1998. Revisão do gênero *Hemistephanus* Enderlein, 1906 (Hymenoptera: Stephanidae), com considerações metodológicas. **Revista Brasileira de Entomologia** 41: 343-429.

Aguiar, A.P. 2004a. Additions to the revision of the genus *Hemistephanus* Enderlein (Hymenoptera: Stephanidae), with inclusion of four taxa and description of two new species. **Papéis Avulsos de Zoologia** 44: 13-43.

Aguiar, A.P. 2004b. World catalog of the Stephanidae. **Zootaxa** 753: 1-120.

Aguiar, A.P. & A. Sharkov 1997. Blue pan traps as a potential method for collecting Stephanidae (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research** 6: 422-423.

Aguiar, A.P.; J.S. Freitas & A.C.C.Macedo 2006. Association of non-herbivore wasps (Hymenoptera) with leaves of *Ctenanthe lanceolata* (Marantaceae) and *Euterpe edulis* (Arecaceae). **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão** 19: 5-30.

Alves-dos-Santos, I. 2004. Biologia de nidificação de *Anthodioctes megachiloides* Holmberg (Anthidiini, Megachilidae, Apoidea). **Revista Brasileira de Zoologia** 21: 739-744.

Amarante, S.T.P. 2002. A synonymic catalog of Neotropical Crabronidae and Sphecidae (Hymenoptera: Apoidea). **Arquivos de Zoologia** 37: 1-139.

Amarante, S.T.P. 2005. Addendum and corrections to a synonymic catalog of Neotropical Crabronidae and Sphecidae. **Papéis Avulsos de Zoologia** 45: 1-18.

Argaman, Q. 1990. A synopsis of *Perilampus* Latreille with descriptions of new genera and species (Hymenoptera: Perilampidae), I. **Acta Zoologica Hungarica** 36(3-4): 189-263.

Argaman, Q. 1991. A synopsis of *Perilampus* Latreille with descriptions of new genera and species (Hymenoptera, Perilampidae), II. **Acta Zoologica Hungarica** 37(1-2): 1-19.

Ashmead, W.H. 1904. Classification of the chalcid flies or the superfamily Chalcidoidea, with descriptions of new species in the Carnegie Museum, collected in South America by Herbert H. Smith. **Memoirs of the Carnegie Museum** 1: 225-551.

Austin, A.D. & M. Downton (eds.) 2000. **Hymenoptera: Evolution, Biodiversity and Biological Control.** Collingwood, CSIRO, 468 p.

Austin, A.D.; N.F. Johnson & M. Dowton 2005. Systematics, evolution, and biology of scelionid and platygastrid wasps. **Annual Review of Entomology** 50: 553-582

Azevedo, C.O. 1999. A key to world species of Scolebythidae (Hymenoptera: Chrysidoidea), with description of a new species of Dominibythus from Brazil. **Journal of Hymenoptera Research** 8: 1-5.

Azevedo, C.O. 2006. Familia Bethylidae, p. 532-544. *In:* P. E.

Hanson & I. D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical.** Memoirs of the American Entomological Institute 77: x + 1-994.

Azevedo, C.O. & M.T. Tavares 2006. A new species of *Cryptalyra* (Hymenoptera, Megalyridae) from Brazil with a key to species of the genus. **Zootaxa** 1259: 55–59.

Badenes-Perez, F.R. & M.T. Johnson 2007. Ecology, host specificity and impact of *Atomacera petroa* Smith (Hymenoptera: Argidae) on *Miconia calvescens* DC (Melastomataceae). **Biological Control** 43: 95-101.

Barlin, M.R. & S.B. Vinson 1981. Multiporous plate sensilla in antennae of the Chalcidoidea (Hymenoptera). **International Journal of Insect Morphology and Embryoloy** 10: 29-42.

Bawa, K.S. 1990. Plant-pollinator interactions in tropical rain forests. **Annual Review of Ecology and Systematics** 21: 399–422.

Bigelow, R.S. 1954. Morphology of the face in the Hymenoptera. **Canadian Journal of Zoology** 32: 378-392.

Bohart, R.M. & A.S. Menke 1976. **Sphecid Wasps of the World.** Berkeley, University of California Press, ix+695 p.

Bohart, R.M. & R.O. Schuster 1972. A host record for *Fedtschenkia* (Hymenoptera: Sapygidae). **Pan-Pacific Entomologist** 48: 149.

Bolton, B. 1994. **Identification Guide to the Ant Genera of the World.** Cambridge, Harvard University Press, 222 p.

Bolton, B. 2003. Synopsis and classification of Formicidae. **Memoirs of the American Entomological Institute** 71: 1-370.

Boraschi, D.; R.C. Peruquetti & M.A. Del Lama 2005. Biologia, comportamento social e alocação sexual de *Digelasinus diversipes* (Kirby, 1882) (Hymenoptera, Argidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 49: 253-263.

Boucek, Z. 1974. A revision of the Leucospidae of the world. **Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology,** Supplement 23: 1-241.

Boucek, Z. 1978. A generic key to Perilampinae (Hymenoptera, Chalcidoidea) with a revision of *Krombeinius* n.gen. and *Euperilampus* Walker. **Entomologica Scandinavica** 9: 299-307.

Boucek, Z. 1988. **Australasian Chalcidoidea. A biosystematic revision of genera of fourteen families, with a reclassification of species.** Wallingford, CAB International, 832 p.

Boucek, Z. 1993. The genera of chalcidoid wasps from *Ficus* fruit in the New World. **Journal of Natural History** 27: 173-217.

Boucek, Z. & G. Delvare 1992. On the New World Chalcididae (Hymenoptera). **Memoirs of the American Entomological Institute** 53: 1-466.

Boucek, Z. & S. Heydon 1997. Pteromalidae, p. 541-692. *In*: G.A.P. Gibson; J.Y. Huber & J.B. Woolley (eds.). **Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera).** Monograph 1. Ottawa, National Research Council Press, 794 p.

Bradley, J.C. 1934. Descriptions of two new and one previously known species of Ampulicidae (Hymenoptera) from Neotropical region. **Revista de Entomologia** 4: 161-166.

Bradley, J.C. 1945. The Scoliidae (Hymenoptera) of northern South America, with especial reference to Venezuela.- I. The genus *Campsomeris*. **Boletín de Entomologia Venezolana** 4: 1-36.

Brandão, C.R.F. 1999. Formicidae, p. 213-223. *In*: C.R.F. Brandão & E.M. Cancello (eds.). **Invertebrados Terrestres,** Vol. 7. São Paulo, FAPESP, 279 p.

Bridwell, J.C. 1958. Biological notes on *Ampulicomorpha confusa* Ashmead and its fulgoroid host. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 60: 23-26.

Brothers, D.J. 1981. Notes on the biology of *Ycaploca evansi* (Hymenoptera: Scolebythidae). **Journal of the Entomological Society of South Africa** 44: 107-108.

Brothers, D.J. 1995. Mutillidae, p. 541-548. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Brothers, D.J. 1999. Phylogeny and evolution of wasps, ants and bees (Hymenoptera, Chrysidoidea, Vespoidea and Apoidea). **Zoologica Scripta** 28: 232-249.

Brothers, D.J. 2006a. Familia Mutillidae, p. 577-593. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Brothers, D.J. 2006b. Familia Mutillidae, p. 586-594. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Brothers, D.J. & J.M. Carpenter 1993. Phylogeny of Aculeata: Chrysidoidea and Vespoidea (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research** 2: 227-304.

Brothers, D.J. & A.T. Finnamore 1993. Superfamily Vespoidea. p. 161-278. *In*: H. Goulet & J.T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Brothers, D.J. & J.W. Janzen 1999. New generic synonymy in Scolebythidae, with redescription of both sexes of *Pristapenesia primaeva* Brues from Baltic amber (Hymenoptera: Chrysidoidea), p. 17-26. *In*: **AMBA Projects AM/PFICM98/1.99: Proceedings of the First International Palaeoentomological Conferece.** Moscow.

Buffington, M. L. & J. Liljeblad 2008. The description of Euceroptrinae, a new subfamily of Figitidae (Hymenoptera), including a revision of *Euceroptres* Ashmead, 1896 and the description of a new species. **Journal of Hymenoptera Research** 17: 44-56.

Buffington, M.L.; J.A.A. Nylander & J.M. Heraty 2007. The phylogeny and evolution of Figitidae (Hymenoptera: Cynipoidea). **Cladistics** 23: 403-431.

Buffington, M.L. & F. Ronquist 2006. Familia Figitidae, p. 829-838. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Burks, B.D. 1968. *Psephenus* parasitized by a new chalcidoid. I. Description of the parasite. **Annals of the Entomological Society of America** 61: 450-452.

Burks, B.D. 1971. A synopsis of the genera of the family Eurytomidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Transactions of the American Entomological Society** 97: 1-89.

Buschini, M.L.T. & T.D. Woiski 2006. Biology of the solitary wasp *Isodontia costipennis* Spinola 1851 (Hymenoptera Sphecidae) in trap-nests in southern Brazil. **Tropical Zoology** 19: 175-184.

Camargo, J.M.F. & S.R.M. Pedro 2007. Meliponini Lepeletier, 1836, p. 272-578. *In*: J.S. Moure; D. Urban & G.A.R. Melo (orgs.). **Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region.** Curitiba, Sociedade Brasileira de Entomologia, xiv+1058 p.

Camargo, J.M.F.; W.E. Kerr & C.R. Lopes 1967. Morfologia externa de *Melipona* (*Melipona*) *marginata* Lepeletier (Hymenoptera, Apoidea). **Papéis Avulsos de Zoologia** 20(20): 229–258.

Camargo, O.R. 1956. As larvas 'mata-porco' no Rio Grande do Sul. **Boletim da Diretoria da Produção Animal** (Porto Alegre) 13: 23-29.

Cambra, R.A. & C.O. Azevedo 2003. First Central American record of *Clystopsenella longiventris* (Hymenoptera: Scolebythidae) with comments on the variation of the species. **Entomotropica** 18: 147-148.

Camilo, E.; C.A. Garófalo & J.C. Serrano 1996. Biologia de *Podium denticulatum* Smith em ninhos armadilhas (Hymenoptera: Sphecidae: Sphecinae). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 25: 439-450.

Carmean, D. 1995. Trigonalyidae, p. 187-192. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Carmean, D. & L. Kimsey 1998. Phylogenetic revision of the parasitoid wasp family Trigonalidae (Hymenopera). **Systematic Entomology** 23: 35-76.

Carpenter, J.M. 1982. The phylogenetic relationships and natural classification of the Vespoidea (Hymenoptera). **Systematic Entomology** 7: 11-38.

Carpenter, J.M. 1986. Cladistics of the Chrysidoidea (Hymenoptera). **Journal of the New York Entomological Society** 94: 303-330.

Carpenter, J.M. 1989. The phylogenetic system of the Gayellini (Hymenoptera: Vespidae; Masarinae). **Psyche** 95 [1988]: 211-242.

Carpenter, J.M. 1999. What do we know about chrysidoid (Hymenoptera) relationships? **Zoologica Scripta** 28: 215-231.

Carpenter, J.M. & B.R. Garcete-Barrett 2002. A key to the Neotropical genera of Eumeninae (Hymenoptera: Vespidae). **Boletín del Museo Nacional de Historia Natural del Paraguay** 14: 52-73.

Carpenter, J.M. & O.M. Marques 2001. **Contribuição ao estudo dos vespídeos do Brasil (Insects, Hymenoptera, Vespoidea, Vespidae).** Publicações Digitais Vol. 2. Universidade Federal da Bahia.

Carvalho, A.G. 1993. Parasitismo de *Ibalia* sp. (Hymenoptera: Ibaliidae) em *Sirex noctilio* Fabricius, 1973 [*sic*] (Hymenoptera: Siricidae) em São Francisco de Paula-RS. **Boletim de Pesquisa Florestal** 26/27: 61-62.

Castro, L.R. & M. Dowton 2006. Molecular analysis of the Apocrita (Insecta: Hymenoptera) suggest that the Chalcidoidea are sister to the diaprioid complex. **Invertebrate Systematics** 20: 603-614.

Clausen, C. P. 1940. **Entomophagous Insects.** Nova York, McGraw Hill, 688 p.

Corrêa-Ferreira, B. S. & F. Moscardi 1996. Biological control of soybean stink bugs by inoculative releases of *Trissolcus basalis*. **Entomologia Experimentalis et Applicata** 79: 1-7.

Costa Lima, A. 1960. **Insetos do Brasil. 11°. Tomo. Hymenópteros. 1ª. Parte.** Série Didática n.° 13. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, 368 p.

Costa Lima, A. 1962. **Insetos do Brasil. 12°. Tomo. Hymenópteros. 2ª. Parte.** Série Didática n.° 14. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, 393 p.

Cowan, D.P. 1991. The social and presocial Vespidae, p. 33-73. *In*: K.G. Ross & R.W. Matthews (eds.). **The Social Biology of Wasps.** Ithaca, Cornell University Press, xvii+678 p.

DalMolin, A. & G.A.R. Melo 2005. A grafia de termo aplicado à biologia de parasitóides. **Informativo da Sociedade Entomológica do Brasil** 30(2): 3.

DalMolin, A.; G.A.R. Melo & N.W. Perioto 2004. New species of *Prodecatoma* (Hymenoptera, Eurytomidae) associated to galls in fruits of two species of *Psidium* L. (Myrtaceae), with comments on *Prodecatoma spermophaga* Costa Lima. **Revista Brasileira de Entomologia** 48: 519-528.

Darling, D.C. 1996. Generic concepts in the *Perilampidae* (Hymenoptera: Chalcidoidea): an assessment of recently proposed genera. **Journal of Hymenoptera Research** 5: 100-130.

Darling, D.C. 2006a. Familia Perilampidae, p. 398-402. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Darling, D.C. 2006b. Familia Perilampidae, p. 705-708. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Day, M.C. 1988. **Spider Wasps. Hymenoptera: Pompilidae. Handbooks for the Identification of British Insects,** vol. 6, parte 4. Londres, Royal Entomological Society of London, 60 p.

De Santis, L. 1960. Descripcion de un nuevo escelionido mirmecofilo del Brasil (Hymenopt. Scelionidae). **Neotropica** 6: 17-20.

De Santis, L. 1964. Encirtidos de La Republica Argentina. **Anales de la Comision de Investigation Cientifica de la Provincia de Buenos Aires** 4: 1-393, 12 pranchas.

De Santis, L. 1967. **Catalogo de los Himenopteros Argentinos de la Serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea.** La Plata, Comision de Investigation Cientifica de la Provincia de Buenos Aires, 337 p.

De Santis, L. 1980. **Catalogo de los Himenopteros Brasileños de la Serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea.** Curitiba, Editora UFPR, 395 p.

Deans, A.R.; H.H. Basibuyukb; D. Azarc & A. Nel 2004. Descriptions of two new Early Cretaceous (Hauterivian) ensign wasp genera (Hymenoptera: Evaniidae) from Lebanese amber. **Cretaceous Research** 25: 509-516.

Deans, A.R. & M. Huben 2003. Annotated key to the ensign wasp (Hymenoptera: Evaniidae) genera of the world, with descriptions of three new genera. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 105: 859-875.

Delvare, G. 1988. Some important morphological features of the Chalcidini (Hym.: Chalcididae) and their implications in the classification of the tribe, p. 25-64. *In*: V.K. Gupta (ed.). **Advances in Parasitic Hymenoptera Research - Proceedings of the Second Conference on the Taxonomy and Biology of Parasitic Hymenoptera.** Leiden, E.J. Brill, 546 p.

Delvare, G. 1992. A reclassification of the Chalcidini with a checklist of the New World species, p. 119-441, 443-466. *In*: Z. Boucek & G. Delvare. On the New World Chalcididae (Hymenoptera). **Memoirs of the American Entomological Institute** 53: 1-466.

Dessart, P. 1995. Ceraphronidae/Megaspilidae, p. 199-208. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Dessart, P. 1996. Notules hymenopterologiques nos. 10-21 (Ceraphronoidea; Chalcidoidea Pteromalidae). **Bulletin et Annales de la Société Royale Belge de Entomologie** 132: 277-299.

Dessart, P. & P. Cancemi 1987. Tableau dichotomique des genres de Ceraphronoidea (Hymenoptera) avec commentaires et nouvelles especies. **Frustula Entomologica** 7-8: 307-372.

Dias, B.F.S. 1975. Comportamento pré-social de sínfitas do Brasil Central. I. *Themos olfersii* (Klug) (Hymenoptera, Argidae). **Studia Entomologica** 18: 401-432.

Dias, B.F.S. 1976. Comportamento pré-social de sínfitas do Brasil Central. II. *Dielocerus diasi* Smith, 1975 (Hymenoptera, Argidae). **Studia Entomologica** 19: 461-501.

Díaz, N.B. 1980. Cinipoideos galigenos e inquilinos de la Republica Argentina. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 39: 221-226.

Díaz, N.B.; F.E. Gallardo & S.P. Durante 2002. Estado del conocimiento de los Cynipoidea en la Región Neotropical (Hymenoptera), p. 231-237. *In*: C. Costa; S.A. Vanin; J.M. Lobo & A. Melic (eds.). **Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática PrIBES 2002,** Monografías Tercer Milenio, vol. 2. Zaragoza, Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática, Sociedad Entomológica Aragonesa & CYTED. 328 p.

Díaz, N.B.; F.E. Gallardo; C.H. Marchiori & A.X. Linhares 2000. Cynipoidea parasitoids of dung-flies in Brazil. II (Insecta: Hymenoptera). **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 29: 469-474.

Dotseth, E.J. & N.F. Johnson 2001. Revision of the Neotropical genus *Acanthoscelio* (Hymenoptera: Scelionidae). **Canadian Entomologist** 133: 487-507.

Doutt, R.L. & G. Viggiani 1968. The classification of the

Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Proceedings of the California Academy of Sciences** 35: 477-586.

Duncan, C.D. 1939. A contribution to the biology of North American vespine wasps. **Standford University Publications, Biological Sciences** 8: 1-272.

Early, J.W.; L. Masner; I.D. Masner & A.D. Austin 2001. Maamingidae, a new family of proctotrupoid wasp (Insecta: Hymenoptera) from New Zealand. **Invertebrate Taxonomy** 15: 341-352.

Engel, M.S. 2005a. The wasp genus *Clystopsenella* in Belize (Hymenoptera: Scolebythidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** 78: 186-188.

Engel, M.S. 2005b. Family-group names for bees (Hymenoptera: Apoidea). **American Museum Novitates** 3476: 1-33.

Evans, H.E. 1953. Comparative ethology and the systematics of spider wasps. **Systematic Zoology** 2: 155-172.

Evans, H.E. 1966. Discovery of the female *Plumarius* (Hymenoptera, Plumariidae). **Psyche** 73: 229-237.

Evans, H.E. (org.). 1987. Order Hymenoptera, p. 597-710. *In*: F.W. Stehr (ed.). **Immature Insects.** Dubuque, Kendal/Hunt Publishing Co., 754 p.

Evans, H.E. & C.M. Yoshimoto 1962. The ecology and nesting behavior of the Pompilidae (Hymenoptera) of the northeastern United States. **Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America** 3: 67–119.

Evans, H.E. & K.M.O'Neill 1988. **The Natural History and Behavior of North American Beewolves.** Ithaca, Comstock, 278 p.

Evans, H.E. & K.M. O'Neill 2007. **The Sand Wasps: Natural History and Behavior.** Cambridge, Harvard University Press, 340 p.

Evans, H.E. & M.J. West-Eberhard 1970. **The Wasps.** Ann Arbor, University of Michigan Press, 265 p.

Fernandes, G.W.; R.P. Martins & E. Tameirão-Neto 1987. Food web relationships involving *Anadiplosis* sp. galls (Diptera: Cecidomyiidae) on *Machaerium aculeatum* (Leguminosae). **Revista Brasileira de Botânica** 10: 117-123.

Fernández, F. 2000. Avispas cazadoras de arañas (Hymenoptera: Pompilidae) de la Región Neotropical. **Biota Colombiana** 1: 3-24.

Fernández, F. 2002. Filogenia y sistemática de los himenópteros con aguijón en la región Neotropical (Hymenoptera: Vespomorpha), p. 101-138. *In*: C. Costa; S.A. Vanin; J.M. Lobo & A. Melic (eds.). **Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática PrIBES 2002,** Monografías Tercer Milenio, vol. 2. Zaragoza, Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática, Sociedad Entomológica Aragonesa & CYTED. 328 p.

Fernández, F. 2003. Lista de las especies de hormigas de la región Neotropical, p. 379-414. *In*: F. Fernández (ed.). **Introducción a las Hormigas de la Región Neotropical.** Bogotá, Instituto Humboldt, 424 p.

Fernández, F. 2006a. Sistemática de los himenópteros de la Región Neotropical: estado del conocimiento y perspectivas, p. 7-35. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Fernández, F. 2006b. Familia Pompilidae, p. 563-575. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Fernández, F. & M.J. Sharkey (eds.) 2006. **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Finnamore, A.T. & D.J. Brothers 1993. Superfamily Chrysidoidea, p. 130-160. *In*: H. Goulet & J. T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Finnamore, A.T. & I D. Gaul 1995. Bethylidae, p. 470-479. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Finnamore, A.T. & P.E. Hanson 1995. Scoliidae, p. 555-560. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Flanders, S.E. 1967. Deviate ontogenies in the aphelinid male associated with the ovipositional behavior of the parental female. **Entomophaga** 12: 415-427.

Flores, C.; J. Ugalde; P. Hanson & I.D. Gauld 2000. The biology of perreyiine sawflies (Hymenoptera: Pergidae) of the *Perreyia* genus-group, p. 258-266. *In*: A.D. Austin & M. Downton (eds.). **Hymenoptera: Evolution, Biodiversity and Biological Control.** Collingwood, CSIRO, xi+468 p.

Fontal-Cazalla, F.M.; M.L. Buffington; G. Nordlander; J. Liljeblad; P. Ros-Farré; J. L. Nieves-Aldrey; J. Pujade-Villar & F. Ronquist 2002. Phylogeny of the Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). **Cladistics** 18: 154-199.

Fox, E.G.P. & S. Bressan-Nascimento 2006. Biological characteristics of *Evania appendigaster* (L.) (Hymenoptera: Evaniidae) in different densities of *Periplaneta americana* (L.) oothecae (Blattodea: Blattidae) **Biological Control** 36: 183-188.

Gaimari, S.D. & R.P. Martins 1996. Nesting behavior and nest distribution of *Ammophila gracilis* Lepeletier (Hymenoptera: Sphecidae) in Brazil. **Journal of Hymenoptera Research** 5: 240-248.

Garcete-Barrett, B.R. & J.M. Carpenter 2000. A note on the taxonomy of the genus *Ceramiopsis* Zavattari (Hymenoptera: Vespidae; Masarinae). **Journal of the New York Entomological Society** 108: 181–186.

Garcia, M.V.B. & J. Adis 1993. On the biology of *Penepodium goryanum* (Lepeletier) in wooden trap-nests (Hymenoptera, Sphecidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 95: 547–553.

Gaston, K.J. 1993. Spatial patterns in the description and richness of the Hymenoptera, p. 277-293. *In*: J. LaSalle & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera and Biodiversity.** Wallingford, CAB International, 348 p.

Gaston, K.J.; I.D. Gauld & P. Hanson 1996. The size and composition of the hymenopteran fauna of Costa Rica. **Journal of Biogeography** 23: 105-113.

Gauld, I.D. 1991. The Ichneumonidae of Costa Rica, 1. **Memoirs of the American Entomological Institute** 47: 1-589.

Gauld, I.D. 1995a. Aulacidae, p. 192-193. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. 1995b. Gasteruptiidae, p. 193-195. *In*: P.E. Hanson & I D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. 1995c. Key to alates of families of Vespoidea present in Central America, p 506-512. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. 1995d. Stephanidae, p. 181-184. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. 1995e. Ichneumonidae, p. 390-431. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford,

Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. 1997. The Ichneumonidae of Costa Rica, 2. **Memoirs of the American Entomological Institute** 57: 1-485.

Gauld, I.D. 2000. The Ichneumonidae of Costa Rica, 3. **Memoirs of the American Entomological Institute** 63: 1-453.

Gauld, I.D. & B. Bolton (eds.) 1988. **The Hymenoptera.** Oxford, Oxford University Press, xi+332 p.

Gauld, I.D. & P.E. Hanson 1995a. The evolution, classification and identification of the Hymenoptera, p. 138-156. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D. & P.E. Hanson 1995b. The evaniomorph parasitoid families, p. 185-187. *In*: P. E. Hanson & I. D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gauld, I.D.; J. Ugalde & P. Hanson 1998. Guía de los Pimplinae de Costa Rica (Hymenoptera: Ichneumonidae). **Revista de Biología Tropical** 46: 1-189.

Gauld, I.D.; C. Godoy; R. Sithole & J. Ugalde 2002. The Ichneumonidae of Costa Rica, 4. **Memoirs of the American Entomological Institute** 66: 1-768.

Gauthier, N.; J. LaSalle; D.L.J. Quicke & H.C.J. Godfray 2000. Phylogeny of Eulophidae (Hymenooptera: Chalcidoidea), with a reclassification of Eulophinae and the recognition that Elasmidae are derived eulophids. **Systematic Entomology** 25: 521-539.

Gess, F.W. 1984. Some aspects of the ethology of *Ampulex bantuae* Gess (Hymenoptera: Sphecidae: Ampulicinae) in the Eastern Cape Province of South Africa. **Annals of the Cape Provincial Museums (Nat. Hist.)** 16: 23–40.

Gess, S. K. 1996. **The Pollen Wasps: Ecology and Natural History of the Masarinae.** Cambridge, Harvard University Press, 340 p.

Gibson, G.A.P. 1986a. Evidence for monophyly and relationships of Chalcidoidea, Mymaridae, and Mymarommatidae (Hymenoptera: Terebrantes). **Canadian Entomologist** 118: 205-240.

Gibson, G.A.P. 1986b. Mesothoracic skeletomusculature and mechanics of flight and jumping in Eupelminae (Hymenoptera, Chalcidoidea: Eupelmidae). **Canadian Entomologist** 118: 691-728.

Gibson, G.A.P. 1989. Phylogeny and classification of Eupelmidae, with a revision of the world genera of Calosotinae and Metapelmatinae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 149: 1-121.

Gibson, G.A.P. 1993. Superfamilies Mymarommatoidea and Chalcidoidea, p. 570-655. *In*: H. Goulet & J. T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Gibson, G.A.P. 1995a. Parasitic wasps of the subfamily Eupelminae: classification and revision of world genera (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eupelmidae). **Memoirs on Entomology, International,** 5: 1-421.

Gibson, G.A.P. 1995b. Eupelmidae, p. 329-336. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Gibson, G.A.P.; J.M. Heraty & J.B. Woolley 1999. Phylogenetics and classification of Chalcidoidea and Mymarommatoidea - A review of current concepts (Hymenoptera, Apocrita). **Zoologica Scripta** 28: 87-124.

Gibson, G.A.P.; J.Y. Huber & J.B. Woolley (eds.) 1997. **Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera).** Monograph 1. Ottawa, National Research Council Press, 794 p.

Gibson, G.A.P.; J. Read & J.T. Huber 2007. Diversity, classification and higher relationships of Mymarommatoidea (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research** 16: 51-146.

Godfray, H.C J. 1993. **Parasitoids: Behavioral and Evolutionary Biology.** Princeton, Princeton University Press, 488 p.

Gomes, J.G. 1948. *Acmopolynema hervali* n. sp., parasito de ovos de *Tomaspis liturata* (Chalcidoidea, Mymaridae). **Revista Brasileira de Biologia** 8: 417-420.

Gordh, G., E.F. Legner & L.E. Caltagirone 1999. Biology of parasitic Hymenoptera, p. 355-381. *In*: T.S. Bellows & T.W. Fisher (eds.). **Handbook of Biological Control: Principles and Applications of Biological Control.** San Diego, Academic Press, 1046 p.

Gordh, G. & L. Móczár 1990. A catalog of the world Bethylidae (Hymenoptera: Aculeata). **Memoirs of the American Entomological Institute** 46: 1-364.

Goulet, H. 1993. Superfamilies Cephoidea, Megalodontoidea, Orussoidea, Siricoidea, Tenthredinoidea, and Xyeloidea, p. 101-129. *In*: H. Goulet & J.T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Goulet, H. & J.T. Huber (eds.) 1993. **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Grandi, G. 1963. Catalogo ragionato degli Agaonidae del mondo descritti fino a oggi (6a. edizione). **Bollettino dell'Istituto di Entomologia della Università degli Studi di Bologna** 26: 319-373.

Greathead, D.G. 1986. Parasitoids in classical biological control, p. 289-318. *In*: J. Waage & D.G. Greathead (eds.). **Insect Parasitoids.** Londres, Academic Press, 389 p.

Grissell, E.E. 1995. Toryminae (Hymenoptera: Chalcidoidea: Torymidae): a redefinition, generic classification, and annotated world catalog of species. **Memoirs on Entomology, International** 2: 1-470.

Grissell, E.E. 1997. Torymidae, p. 709-725. *In*: G.A.P. Gibson; J.Y. Huber & J.B. Woolley (eds.). **Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera).** Monograph 1. Ottawa, National Research Council Press, 794 p.

Grissell, E.E. & G.L. Prinsloo 2001. Seed-feeding species of *Megastigmus* (Hymenoptera: Torymidae) associated with Anacardiaceae. **Journal of Hymenoptera Research** 10: 271-279.

Guimarães, J.A.; R.A. Zucchi; N.B. Díaz; M.F. Souza-Filho & M.A. Uchôa 1999. Espécies de Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitóides de larvas frugívoras (Diptera: Tephritidae e Lonchaeidae) no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 28: 263-273.

Guimarães, J.A. & R A. Zucch 2004. Parasitism behavior of three species of Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) fruit fly parasitoids (Diptera) in Brazil. **Neotropical Entomology** 33: 217-224.

Gurney, A.B. 1953. Notes on the biology and immature stages of a cricket parasite of the genus *Rhopalosoma*. **Proceedings of the United States National Museum** 103: 19-34.

Hagen, K.S. 1964. Developmental stages of parasites, p. 168-246. *In*: P. DeBach (ed.). **Biological Control of Insect Pests and Weeds.** Londres, Chapman & Hall, 844 p.

Hanson, P.E. 1992. The Nearctic species of *Ormyrus* Westwood (Hymenoptera: Chalcidoidea: Ormyridae). **Journal of Natural History** 26: 1333-1365.

Hanson, P.E. 1995a. Ormyridae, p. 350-351. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Hanson, P.E. 1995b. Signiphoridae, p. 369-373. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Hanson, P.E. 1995c. Torymidae, p. 377-383. *In*: P.E. Hanson & I.D.

Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Hanson, P.E. & I.D. Gauld (eds.) 1995. **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Hanson, P.E. & I.D. Gauld (eds.) 2006. **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Hanson, P.E. & J. LaSalle 2006. Superfamilia Chalcidoidea, p. 304-310. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Hanson, P.E. & J.T. Longino 2006. Honnigas (Formicidae), p. 304-694. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Hansson, C. 2002. Eulophidae of Costa Rica, 1. **Memoirs of the American Entomological Institute** 67: 1-292.

Hansson, C. 2004. Eulophidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea), 2. **Memoirs of the American Entomological Institute** 75: 1-292.

Hawkins, B.A. & W. Sheenan (eds.) 1994. **Parasitoid Community Ecology.** Oxford, Oxford University Press, 516 p.

Hayat, M. 1983. The genera of Aphelinidae of the world. **Systematic Entomology** 8: 63-102.

Hayat, M. 1994. Notes on some genera of the Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea), with comments on the classification of the family. **Oriental Insects** 28: 81-96.

Hedicke, H. & G.J. Kerrich 1940. A revision of the family Liopteridae (Hymenopt., Cynipoidea). **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 90: 177-225, 3 pranchas.

Heraty, J.M. 1989. Morphology of the mesosoma of *Kapala* (Hymenoptera: Eucharitidae) with emphasis on its phylogenetic implications. **Canadian Journal of Zoology** 67: 115-125.

Heraty, J.M. 1994. Classification and evolution of the Oraseminae in the Old World, including revision of two closely related genera of Eucharitinae (Hymenoptera: Eucharitidae). **Life Sciences Contributions of the Royal Ontario Museum** 157: vii+174p.

Heraty, J.M. 2002. A revision of the genera of Eucharitidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of the World. **Memoirs of the American Entomological Institute** 68: 1-367.

Hermes, M.G. & G.A.R. Melo 2006. Two new species of *Trimeria* de Saussure from Brazil, with biological notes and a key to the Brazilian taxa (Hymenoptera, Vespidae, Masarinae). **Zootaxa** 1155: 61-68.

Hermes, M.G. & G.A.R. Melo 2008. Revision and cladistic analysis of the eumenine wasp genus *Pseudodynerus* de Saussure (Hymenoptera, Vespidae, Eumeninae). **Systematic Entomology** 33: 361-394.

Hill, D.S. 1967. **Figs (*Ficus* spp.) of Hong Kong.** Hong Kong, Hong Kong University Press, 128 p.

Hölldobler, B. & E.O. Wilson 1990. **The Ants.** Cambridge, Belknap Press, xiv+733 p.

Huben, M. 1995. Evaniidae, p. 195-199. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Huber, J.T. 1986. Systematics, biology, and hosts of the Mymaridae and Mymarommatidae (Insecta: Hymenoptera). **Entomography** 4: 185-243.

Huber, J.T.; G.A.P. Gibson; L.S. Bauer; H. Liu & M. Gates 2008. The genus *Mymaromella* (Hymenoptera: Mymarommatidae) in North America, with a key to described extant species. **Journal of Hymenoptera Research** 17: 175-194.

Hurd, P.D. & J.S. Moure 1961. Some notes on sapygid parasitism in the nests of carpenter bees belonging to the genus *Xylocopa* Latreille (Hymenopera: Aculeata). **Journal of the Kansas Entomological Society** 34: 19-22.

Iede, E.T.; S.R.C. Penteado & J.C. Bisol 1988. Primeiro registro de ataque de *Sirex noctilio* em *Pinus taeda* no Brasil. **EMBRAPA CNPF Circular Técnica** 20: 1-12.

Iede, E.T. & R. Zanetti 2007. Ocorrência e recomendações para o manejo de *Sirex noctilio* Fabricius (Hymenoptera, Siricidae) em plantios de *Pinus patula* (Pinaceae) em Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 51: 529-531.

Ihering, R. von. 1968. **Dicionário dos Animais do Brasil.** São Paulo, Editora da Universidade de Brasília, 790 p.

Iwata, K. 1964. Egg giantism in subsocial Hymenoptera, with ethological discussion on tropical bamboo carpenter bees, p. 399-435. *In:* T. Kira & T. Umesao (eds.). **Nature and Life in Southeast Asia**, vol. 3. Kyoto, Fauna and Flora Research Society.

Jennings, J.T. & A.D. Austin 2000. Higher-level phylogeny of the Aulacidae and Gasteruptiidae (Hymenoptera: Evanioidea), p. 154-164. *In:* A. D. Austin & M. Dowton (eds.). **Hymenoptera: Evolution, Biodiversity and Biological Control.** Collingwood, CSIRO, xi+468 p.

Jennings, J.T. & A.D. Austin 2002. Systematics and distribution of world hyptiogastrine wasps (Hymenoptera: Gasteruptiidae). **Invertebrate Systematics** 16: 735-811.

Jennings, J.T. & A.D. Austin 2004. Biology and host relationships of aulacid and gasteruptiid wasps (Hymenoptera: Aulacidae): a review, p. 187-215. *In:* K. Rajmohana, K. Sudheer, P. Girish Kumar, & S. Santhosh (eds.). **Perspectives on Biosystematics and Biodiversity.** Kerala, India, University of Calicut, xxii+666 p.

Johnson, N.F. 1992. Catalog of world species of Proctotrupoidea, exclusive of Platygastridae (Hymenoptera). **Memoirs of the American Entomological Institute** 51: 1-825.

Johnson, N.F & L. Musetti 1998. Geographic variation of sex ratio in *Pelecinus polyturator* (Drury) (Hymenoptera: Pelecinidae). **Journal of Hymenoptera Research** 7: 48- 56.

Johnson, N.F. & L. Musetti 1999. Revision of the proctotrupoid genus *Pelecinus* Latreille (Hymenoptera: Pelecinidae). **Journal of the Natural History** 33: 1513-1543.

Johnson, N.F. & L. Musetti 2004. Catalog of the systematic literature of the superfamily Ceraphronoidea (Hymenoptera). **Contributions of the American Entomological Institute** 33: 1-149.

Johnson, N.F.; L. Musetti; J.B. Johnson & K. Katovich 1999. The larva of *Pelecinus polyturator* (Drury) (Hymenoptera: Pelecinidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 101: 64-68.

Kajimura, H. 2000. Discovery of mycangia and mucus in adult female xiphydriid woodwasps (Hymenoptera: Xiphydriidae) in Japan. **Annals of the Entomological Society of America** 93: 312-317.

Kempf, W.W. 1972. Catálogo abreviado das formigas da Região Neotropical. **Studia Entomologica** 15: 3-344.

Kevan, P.G. & V.L. Imperatriz-Fonseca (eds.) 2006. **Pollinating Bees: The Conservation Link between Agriculture and Nature.** 2a. Edição. Brasília, Ministério do Meio Ambiente, 336 p.

Kimsey, L.S. 1991. Relationships among the tiphiid wasp subfamilies (Hymenoptera). **Systematic Entomology** 16: 427-438.

Kimsey, L.S. 1993. Review of the sphecid genus *Paradolichurus*, and description of a new species (Hymenoptera, Sphecidae). **Journal of the Kansas Entomological Society** 66: 245-249.

Kimsey, L.S. 1995. Chrysididae, p. 479-488. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Kimsey, L.S. 2006. Familia Tiphiidae, p. 575-. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical.**

Memoirs of the American Entomological Institute 77: x + 1-994.

Kimsey, L.S. & R.M. Bohart 1990. **The Chrysidid Wasps of the World.** Oxford, Oxford University Press, xi+652 p.

Kimsey, L.S. & D.J. Brothers 2006. Familia Tiphiidae, p. 597-607. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Kohl, F.F. 1893. Ueber *Ampulex* Jur. (s.l.) und die damit enger verwandten Hymenopteren-Gattungen. **Annalen des Kaiserliche Königliche Naturhistorischen Hofmuseums** 8: 455-516.

Kozlov, M.A. 1994. Renyxidae fam. n. a new remarkable family of parasitic Hymenoptera (Proctotrupoidea) from the Russian Far East. **Far Eastern Entomologist** 1: 1-7.

LaSalle, J. 1987. New World Tanaostigmatidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). **Contributions of the American Entomological Institute** 23(1): 1-181.

LaSalle, J. 1993. Parasitic Hymenoptera, biological control and biodiversity, p. 197–215. *In*: J. LaSalle & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera and Biodiversity.** Wallingford, CAB International, 348 p.

LaSalle, J. 1994. North American genera of Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae). **Journal of Natural History** 28: 109-236.

LaSalle, J. & I.D. Gauld (eds.) 1993. **Hymenoptera and Biodiversity.** Wallingford, CAB International, 348 p.

LaSalle, J. & J.S. Noyes 1985. New family placement for the genus *Cynipencyrtus* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Tanaostigmatidae). **Journal of the New York Entomological Society** 93: 1261-1264.

LaSalle, J. & M.E. Schauff 1992. Preliminary studies on neotropical Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea): Ashmead, Cameron, Howard and Walker species. **Contributions of the American Entomological Institute** 27(1): 1-47.

Lenko, K. & N. Papavero 1996. **Insetos no Folclore.** 2ª. ed. São Paulo, Plêiade & FAPESP, 468 p.

Lim, K.P.; W.N. Yule & R.K. Stewart 1980. A note on *Pelecinus polyturator* (Hymenoptera: Pelecinidae), a parasite of *Phyllophaga anxia* (Coleoptera: Scarabaeidae). **Canadian Entomologist** 112: 219-220.

Liu, Z. & G. Nordlander 1994. Review of the family Ibaliidae (Hymenoptera: Cynipoidea) with keys to genera and species of the world. **Entomologica Scandinavica** 25: 377-392.

Liu, Z. & F. Ronquist 2006. Familia Cynipidae, p. 839-849. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Liu, Z.; F. Ronquist & G. Nordlander 2007. The cynipoid genus *Paramblynotus*: revision, phylogeny, and historical biogeography (Hymenoptera: Liopteridae). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 304: 1-150.

Löhr, B.; A.M. Varela & B. Santos 1990. Exploration for natural enemies of the cassava mealybug, *Phenacoccus manihoti* (Homoptera: Pseudococcidae), in South America for the biological control of this introduced pest in Africa. **Bulletin of Entomological Research** 80: 417-425.

Loiácono, M.S. & C.B. Margaría 2002. Ceraphronoidea, Platygastroidea and Proctotrupoidea from Brazil (Hymenoptera). **Neotropical Entomology** 31: 551-560.

Lomer, C.J.; R.P. Bateman; D.L. Johnson; J. Langewald & M. Thomas 2001. Biological control of locusts and grasshoppers. **Annual Review of Entomology** 46: 667–702.

Longino, J.T. & P.E. Hanson 1995. The ants (Formicidae), p. 588-620. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Machado, C.A.; E.A. Herre; S. McCafferty & E. Bermingham. 1996. Molecular phylogenies of fig pollinating and non-pollinating wasps and the implications for the origin and evolution of the fig-fig wasp mutualism. **Journal of Biogeography** 23: 531-542.

Maia, V.C. & M.A.P. Azevedo 2001. Platygastridae (Hym., Scelionoidea) associated with Cecidomyiidae (Dipt.) galls at two restingas (coastal shrub zones) of Rio de Janeiro State (Brazil). **Entomologist's Monthly Magazine** 137: 139-152.

Malyshev, S.I. 1968. **Genesis of the Hymenoptera and the Phases of their Evolution.** Londres, Methuen, viii+319 p.

Marchiori, C.H. 2008. Hospedeiros de *Triplasta atrocoxalis* (Ashmead) (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae) coletados em fezes de bovinos e búfalos no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia** 60: 775-777.

Masner, L. 1976. A revision of the lsmarinae of the New World (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Diapriidae). **Canadian Entomologist** 108: 1243-1266.

Masner, L. 1993a. Superfamily Platygastroidea, p. 558-565. *In*: H. Goulet & J.T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Masner, L. 1993b. Superfamily Ceraphronoidea, p. 566-569. *In*: H. Goulet & J. T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Masner, L. 1993c. Superfamily Proctotrupoidea, p. 537-557. *In*: H. Goulet & J. T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Masner, L. 1995. The proctotrupoid families, p. 209-246. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Masner, L. & L. Huggert 1989. World review and keys to genera of the subfamily Inostemmatinae with reassignment of the taxa to the Platygastrinae and Sceliotrachelinae (Hymenoptera: Platygastridae). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 147: 1-214.

Masner, L. & J.L. García 2002. The genera of Diapriinae (Hymenoptera: Diapriidae) in the New World. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 268: 1-138.

Masner, L.; N.F. Johnson & A.D. Polaszek 2007. Redescription of *Archaeoscelio* Brues and description of three new genera of Scelionidae (Hymenoptera): a challenge to the definition of the family. **American Museum Novitates** 3550: 1-24.

Mason, W.R.M. 1981. Paxylommatidae: the correct family-group name for *Hybrizon* Fallén (Hymenoptera: Ichneumonoidea), with figures of unusual antennal sensilla. **Canadian Entomologist** 113: 433-439.

Mason, W.R M. 1986. Standard drawing conventions and definitions for venational and other features of wings of Hymenoptera. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 88: 1-7Mason, W.R M. 1993. Key to superfamilies of Hymenoptera, p. 65-100. *In*: H. Goulet & J. T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Mecke, R.; M.S. Barbosa & W. Engels 2001a. A new Brazilian sawfly, *Derecyrta araucariae* spec. nov. (Hymenoptera: Xiphydriidae), associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Kuntze. **Journal of the Kansas Entomological Society** 73 [2000]: 177-182.

Mecke, R.; M.H.M. Galileo & W. Engels 2001b. New records of insects associated with *Araucaria* trees: phytophagous

Coleoptera and Hymenoptera and their natural enemies. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 36: 113-124.

Menke, A.S. & F. Fernández 1996. Claves ilustradas para las subfamilias, tribus y géneros de esfécidos neotropicales (Apoidea: Sphecidae). **Revista de Biología Tropical** 44 (Supl.2): 1-68.

Melo, G.A.R. 1999. Phylogenetic relationships and classification of the major lineages of Apoidea (Hymenoptera), with emphasis on the crabronid wasps. **Scientific Papers of the University of Kansas Natural History Museum** 14: 1-55.

Melo, G.A.R. 2000a. Biology of an extant species of the scolebythid genus *Dominibythus* (Hymenoptera: Chrysidoidea: Scolebythidae), with description of its mature larva, p. 281-284. *In*: A.D. Austin & M. Downton (eds.). **Hymenoptera: Evolution, Biodiversity and Biological Control.** Collingwood, CSIRO, xi+468 p.

Melo, G.A.R. 2000b. Comportamento social em vespas da família Sphecidae (Hymenoptera, Apoidea), p. 85-130. *In*: R. P. Martins, T. M. Lewinsohn & M. S. Barbeitos (eds.). **Ecologia e Comportamento de Insetos,** Série Oecologia Brasiliensis, vol. VIII. Rio de Janeiro, PPGE-UFRJ, xvi+433 p.

Melo, G.A.R. & L.A.O. Campos 1993. Nesting biology of *Microstigmus myersi* Turner, a wasp with long-haired larvae (Hymenoptera: Sphecidae, Pemphredoninae). **Journal of Hymenoptera Research** 2: 183-188.

Melo, G.A.R. & R.B. Gonçalves 2005. Higher-level bee classifications (Hymenoptera, Apoidea, Apidae sensu lato). **Revista Brasileira de Zoologia** 22: 153-159.

Michener, C.D. 1944. Comparative external morphology, phylogeny, and a classification of the bees (Hymenoptera). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 82: 151-326.

Michener, C.D. 1974. **The Social Behavior of the Bees: A Comparative Study.** Cambridge, Belknap, 404 p.

Michener, C.D. 2000. **The Bees of the World.** Baltimore, The Johns Hopkins University Press, xiv+913 p.

Michener, C.D. 2007. **The Bees of the World.** 2a. ed. Baltimore, The Johns Hopkins University Press, xvi+953 p.

Mockford, E.L. 1997. A new species of *Dicopomorpha* (Hymenoptera: Mymaridae) with diminutive, apterous males. **Annals of the Entomological Society of America** 90: 115-120.

Moure, J.S.; D. Urban & G.A.R. Melo (orgs.) 2007. **Catalogue of Bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region.** Curitiba, Sociedade Brasileira de Entomologia, xiv+1058 p.

Murphy, N.P.; D. Carey; L.R. Castro; M. Dowton & A.D. Austin 2007. Phylogeny of the platygastroid wasps (Hymenoptera) based on sequences from the 18S rRNA, 28S rRNA and cytochrome oxidase I genes: implications for the evolution of the ovipositor system and host relationships. **Biological Journal of the Linnean Society** 91: 653–669.

Musetti, L. & N.F. Johnson 2000. First documented record of Monomachidae (Hymenoptera: Proctotrupoidea) in New Guinea, and description of two new species. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 102: 957-963.

Musetti, L. & N.F. Johnson 2004. Revision of the New World species of the genus *Monomachus* Klug (Hymenoptera: Proctotrupoidea, Monomachidae). **Canadian Entomologist** 136: 501-552.

Naumann, I.D. 1985. The Australian species of Monomachidae (Hymenoptera: Proctotrupoidea), with a revised diagnosis of the family. **Journal of the Australian Entomological Society** 24: 261-274.

Naumann, I.D. 1987. A new megalyrid (Hymenoptera: Megalyridae) parasitic on a sphecid wasp in Australia. **Australian Journal of Zoology** 26: 215-222.

Naumann, I.D. & L. Masner 1985. Parasitic wasps of the proctotrupoid complex: A new family from Australia and a key to world families (Hymenoptera: Proctotrupoidea *sensu lato*). **Australian Journal of Zoology** 33: 761-783.

Nonveiller, G. 1990. Catalogue of the Mutillidae, Myrmosidae and Bradynobaenidae of the Neotropical region including Mexico. **Hymenopterorum Catalogus (nova editio) 18**: 1-150.

Noyes, J.S. 1980. A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Bulletin of the British Museum (Natural History) (Entomology Series)** 41: 107-253.

Noyes, J.S. 1982. Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Journal of Natural History** 16: 315-334.

Noyes, J.S. 1989. A study of five methods of sampling Hymenoptera in a tropical rainforest, with special reference to the Parasitica. **Journal of Natural History** 23: 285-298.

Noyes, J.S. 1990. Encyrtidae, p. 133-166. *In*: D. Rosen (ed.). **The Armored Scale Insects, their biology, natural enemies and control.** Vol. B. Amsterdam, Elsevier, 688 p.

Noyes, J.S. 2002. **Interactive Catalogue of World Chalcidoidea 2001** (2nd ed.). CD-ROM. Londres, Taxapad e The Natural History Museum.

Noyes, J.S. & E.W. Valentine 1989. Mymaridae (Insecta: Hymenoptera) - Introduction and review of genera. **Fauna of New Zealand** 17: 1-95.

Ogloblin, A.A. 1928. Una nueva especie de *Helorus* de la República Argentina (Heloridae, Serphoidea, Hymenoptera). **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 2: 77-80.

Oliveira, C.M. & J.R.S. Lopes 2000. Parasitóides de ovos da cigarrinha-do-milho, *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott) (Hemiptera, Cicadellidae), em Piracicaba. Revista de Agricultura (Piracicaba) 75: 263-270.

Olmi, M. 1984a. Revision of the Dryinidae. Part 1. **Memoirs of the American Entomological Institute** 37 (1): 1-946.

Olmi, M. 1984b. Revision of the Dryinidae. Part 2. **Memoirs of the American Entomological Institute** 37 (2): 947-1913.

Olmi, M. 1990. Supplement to the revision of the world Dryinidae (Hymenoptera Chrysidoidea). **Frustula Entomologica (Nuova Serie)** 12 [1989]: 109-395.

Olmi, M. 1998. New Embolemidae and Dryinidae (Hymenoptera Chrysidoidea). **Frustula Entomologica (Nuova Serie)** 20 [1997]: 30-118.

Olmi, M. 1995. Dryinidae. p. 493-503. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Olmi, M. 1996. A revision of the world Embolemidae (Hymenoptera Chrysidoidea). **Frustula Entomologica (Nuova Serie)** 18 [1995]: 85-146.

Olmi, M. 2005. A revision of the world Sclerogibbidae (Hymenoptera Chrysidoidea). **Frustula Entomologica (Nuova Serie)** 25-27 [2003-2004]: 46-193.

Olmi, M. 2006a. Familia Dryinidae, p. 556-566. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Olmi, M. 2006b. Familia Embolemidae, p. 397-399. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Olmi, M. & *E.G.*, Virla 2006. Familia Dryinidae, p. 401-418. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Olmi, M.; *E.G.*, Virla & F. Fernandez 2000. Las avispas Dryinidae de la Región Neotropical. **Biota Colombiana** 1 (2): 141-163.

O'Neill, K.M. 2001. **Solitary Wasps: Behavior and Natural History.** Ithaca, Comstock, 406 p.

O'Toole & A. Raw 1991. **Bees of the World.** Londres, Blandford, 192 p.

Parra, J.R.P.; P.S.M. Botelho; B.S. Corrêa-Ferreira & J.M.S. Bento (eds.) 2002. **Controle Biológico no Brasil: Parasitóides e Predadores.** São Paulo, Manole, xxvi+609 p.

Parra, J.R.P. & R.A. Zucchi (eds.) 1997. ***Trichogramma* e o Controle Biológico Aplicado.** Piracicaba, Fundaçao de Estudos Agrários Luiz de Queiroz, 324 p.

Pedrosa-Macedo, J.H. 2000. Biology and behavior of the strawberry guava sawfly, *Haplostegus epimelas* Konow 1901 (Hymenoptera: Pergidae), in southern Brazil. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 102: 129-134.

Pedrosa-Macedo, J.H. 2007. A vespa-serra do araçazeiro – ecologia e biologia, p. 107-115. *In*: J.H. Pedrosa-Macedo; A. DalMolin & C.W. Smith (orgs.). **O Araçazeiro: Ecologia e Controle Biológico.** Curitiba, FUPEF, xiv+232 p.

Pennacchio, F. & M.R. Strand 2006. Evolution of developmental strategies in parasitic Hymenoptera. **Annual Review of Entomology** 51: 233-258.

Penteado-Dias, A.M. & D. Scatolini 2003. A new species of the genus *Plumarius* Philippi (Hymenoptera: Plumariidae) from Brazil. **Zoologische Mededelingen** 77: 545-550.

Perez-D'Angelo, V. 1974. *Plumarius coquimbo* n. sp. y primer registro de la hembra de *Plumarius* para Chile. **Revista Chilena de Entomologia** 8: 139.

Perioto, N.W. 1997. First record of the genus *Megastigmus* Dalman, 1820 (Hymenoptera: Torymidae) and first record for the family Megastigminae from the Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo** 64: 115-116.

Pinto, J.D. 2006. A review of the New World genera of Trichogrammatidae (Hymenoptera). **Journal of Hymenoptera Research** 15: 38-163.

Pitts, J.P.; M.S. Wasbauer & C.D. von Dohlen 2006. Preliminary morphological analysis of relationships between the spider wasp subfamilies (Hymenoptera: Pompilidae): revisiting an old problem. **Zoologica Scripta** 35: 63–84

Pujade-Villar, J., P. Ros-Farré & C.R.F. Brandão 2000. Notes on Brazilian Liopteridae (Hymenoptera: Cynipoidea), with the description of *Pseudibalia angelicae* n. sp. **Papéis Avulsos de Zoologia** 41: 289-301.

Pujade-Villar, J.; N.B. Díaz; H.H. Evenhuis & P. Ros-Farré 2002 South American Charipinae: review and description of two new species (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). **Annals of the Entomological Society of America** 95: 541 – 546.

Pujade-Villar, J. & P. Hanson 2006. Familia Cynipidae (Las avispas cecidógenas), p. 293-302. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Querino, R.B. & R.A. Zucchi 2003a. Caracterização morfológica de dez espécies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) registradas na América do Sul. **Neotropical Entomology** 32: 597-613.

Querino, R.B. & R.A. Zucchi 2003b. New species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) associated with lepidopterous eggs in Brazil. **Zootaxa** 163: 1-10.

Querino, R.B. & R.A. Zucchi 2003c. Six new species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from a Brazilian forest reserve. **Zootaxa** 134: 1–11.

Querino, R.B. & R.A. Zucchi 2005. An illustrated key to the species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) of Brazil. **Zootaxa** 1073: 37-60.

Quezada, J.R.; P. DeBach & D. Rosen 1973. Biological and taxonomic studies of *Signiphora borinquensis*, new species, (Hymenoptera: Signiphoridae), a primary parasite of diaspine scales. **Hilgardia** 41(18): 543-604.

Quicke, D.L.J. 1997. **Parasitic Wasps.** Londres, Chapman & Hall, 470 p.

Quintero, D. & R.A. Cambra 1996. Contribución a la sistemática de las mutílidas (Hymenoptera) del Perú, en especial las de la Estación Biológica BIOLAT, Río Manu, Pakitza, p. 327-357. *In*: D.E. Wilson & A. Sandoval (eds.). **Manu: The Biodiversity of Southeastern Peru.** Washington, D.C., Smithsonian Institution, 679 p.

Rabeling, C.; J.M. Brown & M. Verhaagh 2008. Newly discovered sister lineage sheds light on early ant evolution. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** 105: 14913-14917.

Rasnitsyin, A.P. 1998. An outline of evolution of the hymenopterous insects (Order Vespida). **Oriental Insects** 22: 115-145.

Rasnitsyn, A.P. 2002. 2.2.1.3.5. Superorder Vespidea Laicharting, 1781. Order Hymenoptera Linné, 1758 (=Vespida Laicharting, 1781), p. 242-254. *In*: A. P. Rasnitsyn, & D. L. J. Quicke (eds.). **History of Insects.** Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, xii+517 p.

Rasplus, J.Y.; C. Kerdelhué; I. Clainche & G. Mondor 1998. Molecular phylogeny of fig wasps: Agaonidae are not monophyletic. **Comptes Rendus de l'Academie des Sciences (III) (Sciences de la Vie)** 321: 517-527.

Richards, O.W. 1978. **The Social Wasps of the Americas.** Londres, British Museum (Natural History), 580 p.

Riek, E.F. 1970. Hymenoptera (Wasps, bees, ants), p. 867-959. *In*: CSIRO. **The Insects of Australia: A textbook for students and research workers.** Melbourne, Melbourne University Press, xiv+1029 p.

Ries, D.T. 1946. *Uroceros gigas* Fabricius in Brazil (Hym.: Siricidae). **Entomological News** 57: 218.

Rodd, N.W. 1951. Some observations on the biology of Stephanidae and Megalyridae (Hym.). **Australian Zoologist** 11: 341-346.

Roig-Alsina, A. 1994. A new genus of Plumariidae, with notes on the relationships among the genera of the family (Hymenoptera, Chrysidoidea, Plumariidae). **Mitteilungen der Münchner Entomologischen Gesellschaft** 84: 91-96.

Ronquist, F. 1995a. Phylogeny and early evolution of the Cynipoidea (Hymenoptera). **Systematic Entomology** 20: 309-335.

Ronquist, F. 1995b. Phylogeny and classification of the Liopteridae, an archaic group of cynipoid wasps (Hymenoptera). **Entomologica Scandinavica**, Supl. 46, 74 p.

Ronquist, F. 1999. Phylogeny, classification and evolution of the Cynipoidea. **Zoologica Scripta** 28: 139-164.

Ronquist, F. 2006a. Superfamilia Cynipoidea, p. 270-275. *In:* P. E. Hanson & I. D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Ronquist, F. 2006b. Familia Liopteridae, p. 277-280. *In:* P. E. Hanson & I. D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Ronquist, F. & G. Nordlander 1989. Skeletal morphology of an archaic cynipoid, *Ibalia rufipes* (Hymenoptera: Ibaliidae). **Entomologica Scandinavica**, Supl. 33, 60 p.

Ronquist, F.; P.E. Hanson; M.L. Buffington; F. Fontal-Cazalla & P. Ros-Farré 2006. Familia Figitidae, p. 280-293. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Ros-Farré, P. & J. Pujade-Villar 2007. Plectocynipinae, a new subfamily of Figitidae and description of a new Neotropical genus of Thrasorinae (Hymenoptera: Cynipoidea). **Zootaxa** 1583: 1-13.

Ross, K.G. & R.W. Matthews (eds.) 1991. **The Social Biology of Wasps.** Ithaca, Cornell University Press, xvii+678 p.

Roubik, D.W. 1989. **Ecology and Natural History of Tropical Bees.** Cambridge, Cambridge University Press, 514 p.

Roubik, D.W. (ed.). 1995. **Pollination of Cultivated Plants in the Tropics.** Roma, FAO Agricultural Services Bulletin 118, 208 p.

Rozen, J.G. 2003. Eggs, ovariole numbers, and modes of parasitism of cleptoparasitic bees, with emphasis on Neotropical species (Hymenoptera: Apoidea). **American Museum Novitates** 3413: 1-36.

Sarmiento, C. & J.M. Carpenter 2006. Familia Vespidae, p. 539-556. *In*: F. Fernández & M.J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Schauff, M.E. 1984. The Holarctic genera of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Memoirs of the Entomological Society of Washington** 12: 1-67.

Scheffer, S.J. & E.E. Grissell 2003. Tracing the geographical origin of *Megastigmus transvaalensis* (Hymenoptera: Torymidae): an African wasp feeding on a South American plant in North America. **Molecular Ecology** 12: 415-421.

Schmidt, S. & D.S. Smith 2006. An annotated systematic world catalogue of the Pergidae (Hymenoptera). **Contributions of the American Entomological Institute** 34: 1-207.

Schulmeister, S. 2003. Review of morphological evidence on the phylogeny of basal Hymenoptera (Insecta), with a discussion of the ordering of characters. **Biological Journal of the Linnean Society** 79: 209–243.

Sharkey, M.J. 1993. Family Braconidae, p. 362-395. *In*: H. Goulet & J.T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Sharkey, M.J. 2007. Phylogeny and classification of Hymenoptera. **Zootaxa** 1668: 521-548.

Shaw, M.R. & T. Huddleston 1991. Classification and biology of braconid wasps (Hymoptera: Braconidae). **Handbooks for the Identification of British Insects** 7(11): 1-126.

Shaw, S.R. 1987. Three new megalyrids from South America (Hymenoptera: Megalyridae). **Psyche** 94: 189-199.

Shaw, S.R. 1988. *Carminator*, a new genus of Megalyridae (Hymenoptera) from the Oriental and Australian Regions, with a commentary on the definition of the family. **Systematic Entomology** 13: 101-113.

Shaw, S.R. 1990. Phylogeny and biogeography of the parasitoid wasp family Megalyridae (Hymenoptera). **Journal of Biogeography** 17: 569-581.

Shaw, S.R. 2003. A new *Cryptalyra* species from Colombia (Hymenoptera: Megalyridae). **Zootaxa** 248: 1-4.

Silberbauer-Gottsberger, I. & G. Gottsberger 1988. A polinização de plantas do cerrado. **Revista Brasileira de Biologia** 48: 651–663.

Silveira, F.A.; G.A.R. Melo & E.A.B. Almeida 2002. **Abelhas Brasileiras: Sistemática e Identificação.** Belo Horizonte, F.A. Silveira (edição própria), 253 p.

Silveira, O.T. 2006. Revision of the subgenus *Kappa* de Saussure of *Mischocyttarus* de Saussure (Hym.; Vespidae, Polistinae, Mischocyttarini). **Zootaxa** 1321: 1-108.

Smith, D.R. 1988. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: introduction, Xyelidae, Pamphiliidae, Cimbicidae, Diprionidae, Xiphydriidae, Siricidae, Orussidae, Cephidae. **Systematic Entomology** 13: 205-261.

Smith, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Pergidae. **Revista Brasileira de Entomologia** 34: 7-200.

Smith, D. R. 1992. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Argidae. **Memoirs of the American Entomological Society** 39: 1-201.

Smith, D.R. 1995. The sawflies and woodwasps, p. 155-177. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Smith, D.R. 2001. World catalog of the family Aulacidae (Hymenoptera). **Contributions on Entomology International** 4(3): 263-319.

Smith, D.R. 2003a. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Tenthredinidae (Nematinae, Heterarthrinae, Tenthredininae). **Transactions of the American Entomological Society** 129: 1-45.

Smith, D.R. 2003b. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Tenthredinidae (Allantinae). **Journal of Hymenoptera Research** 12: 148-192.

Smith, D.R. 2006a. "Los sínfitos", p. 166-201. *In:* P. E. Hanson & I. D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Smith, D.R. 2006b. Familia Tenthredinidae, p. 243-252. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Smith, D.R. 2006c. Superfamilia Siricoidea y familia Siricidae, p. 257-259. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Smith, D.R. & N.M. Schiff 2002. A review of the siricid woodwasps and their ibaliid parasitoids (Hymenoptera: Siricidae, Ibaliidae) in the eastern United States, with emphasis on the mid-Atlantic region. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 104: 174-194.

Smith, E.L. 1970. Evolutionary morphology of external insect genitalia. 2. Hymenoptera. **Annals of the Entomological Society of America** 63: 1–27.

Smith, S.M. 1996. Biological control with *Trichogramma*: advances, successes, and potential of their use. **Annual Review of Entomology** 41: 375-406.

Snodgrass, R.E. 1910. The thorax of the Hymenoptera. **Proceedings of the United States National Museum** 39: 37-91.

Snodgrass, R.E. 1941. The male genitalia of Hymenoptera. **Smithsonian Miscellaneous Collections** 99: 1-86, 33 pranchas.

Soares, M.P.; F. Riet-Correa; D.R. Smith; M. Pereira-Soares; M.C. Mendez & A.L. Brandolt 2001. Experimental intoxication by larvae of *Perreyia flavipes* Konow, 1899 (Hymenoptera: Pergidae) in pigs and some aspects on its biology. **Toxicon** 39: 669–678.Soares, O.M. 1942. Notas sobre parasitos do tomateiro, contendo a diagnose de *Anaphes tingitiphagus* n. sp. (Hymenoptera, Chalcididae). **Boletim da Escola Nacional de Agronomia** (Rio de Janeiro) 2 [1941]: 259-267.

Stage, G.I. & R.R. Snelling 1986. The subfamilies of Eurytomidae and systematics of the subfamily Heimbrinae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Contributions in Science of the Natural History Museum of Los Angeles County** 375: 1-17.

Steffan, J.R. 1961. Comportement de *Lasiochalcidia igiliensis* Ms., Chalcididae parasite de fourmilions. **Comptes Rendus des Seances de l'Académie des Sciences** 253: 2401-2403.

Tavares, M.T. 1996. Ocorrência de *Dendrocerus carpenteri* (Curtis) (Hymenoptera: Megaspilidae) no Brasil. **Anais da Sociedade Entomológica do Brasil** 25: 363–364.

Taylor, K.L. 1967. Parasitism of *Sirex noctilio* F. by *Schlettererius cinctipes* (Cresson) (Hymenoptera: Stephanidae). **Journal of the Australian Entomological Society** 6: 13-19.

Terayama, M. 2003a. Phylogenetic systematics of the family

Bethylidae (Insecta: Hymenoptera). Part I. Higher classification. **Faculty of Engineering, Tokyo Institute of Politechnics, Tokyo Metropolitan University. Academic Reports** 26: 1-15.

Terayama, M. 2003b. Phylogenetic systematics of the family Bethylidae (Insecta: Hymenoptera). Part II. Keys to subfamilies, tribes and genera in the world. **Faculty of Engineering, Tokyo Institute of Politechnics, Tokyo Metropolitan University. Academic Reports** 26: 16-29.

Torchio, P.F. 1972. *Sapyga pumila* Cresson, a parasite of *Megachile rotundata* (F.) (Hymenoptera: Sapygidae; Megachilidae). I. Biology and description of immature stages. **Melanderia** 10: 1-22.

Toro, H. & C. Carvajal 1989. Ajuste genital en la copula de Thynninae (Hymenoptera, Tiphiidae). **Acta Entomologica Chilena** 15: 123-130.

Toro, H.; J.C. Magunacelaya & E. De La Hoz 1979. Factores mecanicos de la aislacion reproductiva de Thynninae (Hymenoptera – Tiphiidae). **Acta Zoologica Lilloana** 35: 475-498.

Townes, H. K. 1969. The genera of Ichneumonidae. Part 1. **Memoirs of the American Entomological Institute** 11: 1-300.

Townes, H.K. 1977a. A revision of the Rhopalosomatidae (Hymenoptera). **Contributions of the American Entomological Institute** 15(1): 1-34.

Townes, H. K. 1977b. A revision of the Heloridae (Hymenoptera). **Contributions of the American Entomological Institute** 15(2): 1-12.

Townes, H.K. & M.C. Townes 1966. A catalogue and reclassification of the neotropic Ichneumonidae. **Memoirs of the American Entomological Institute** 8: 1-367.

Townes, H.K. & M.C. Townes 1981. A revision of the Serphidae (Hymenoptera). **Memoirs of the American Entomological Institute** 32: 1-541.

Triapitsyn, S.V. & P. Fidalgo 2001. A new species of *Erythmelus* Enock, 1909 (Hymenoptera: Mymaridae), egg parasitoid of *Acanthocheila armigera* (Stål, 1858) (Hemiptera: Tingidae) in Brazil. **Russian Entomological Journal** 10: 163-165.

Urban, D. 1967. As espécies do gênero *Thygater* Holmberg, 1884 (Hymenoptera, Apoidea). **Boletim da Universidade Federal do Parana, Zoologia,** 2: 177–309.

Vargas-Rojas, J.M. & M. Terayama 2006. Familia Bethylidae, p. 427-442. *In*: F. Fernández & M. J. Sharkey (eds.). **Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical.** Bogotá, Sociedad Colombiana de Entomologia & Universidad Nacional de Colombia, xxx+894 p.

Viggiani, G. 1981. Note su alcune specie di *Oligosita* Walker (Hym. Trichogrammatidae) e descrizione di quattro nuove specie. **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri** 38: 125-132.

Viggiani, G. & S. Laudonia 1994. Description of a new species of *Lathromeris* Förster (Hymenoptera: Trichogrammatidae) larval parasitoid of *Lasioptera* sp. (Diptera: Cecidomyiidae). **Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria Filippo Silvestri** 49: 169-172.

Vilhelmsen, L. 1997. The phylogeny of lower Hymenoptera (Insecta), with a summary of the early evolutionary history of the order. **Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research** 35: 49–70.

Vilhelmsen, L. 2001. Phylogeny and classification of the extant basal lineages of the Hymenoptera (Insecta). **Zoological Journal of the Linnean Society** 131: 393–442.

Vilhelmsen, L. 2003. Phylogeny and classification of the Orussidae (Insecta: Hymenoptera), a basal parasitic wasp taxon. **Zoological Journal of the Linnean Society** 139: 337–418.

Vilhelmsen, L. 2004. The old wasp and the tree: fossils, phylogeny and biogeography in the Orussidae (Insecta, Hymenoptera). **Biological Journal of the Linnean Society** 82: 139–160.

Vilhelmsen, L.; N. Isidoro; R. Romani; H.H. Basibuyuk & D.L.J. Quicke 2001. Host location and oviposition in a basal group of parasitic wasps: the subgenal organ, ovipositor apparatus and associated structures in the Orussidae (Hymenoptera, Insecta). **Zoomorphology** 121: 6–64.

Vilhelmsen, L. & D.R. Smith 2002. Revision of the «ophrynopine» genera *Argentophrynopus* gen. n., *Guglia* Benson, *Kulcania* Benson, *Ophrella* Middlekauff, *Ophrynon* Middlekauff, *Ophrynopus* Konow, and *Stirocorsia* Konow (Hymenoptera: Orussidae). **Insect Systematics and Evolution** 33: 387–420.

Vlug, H.J. 1995. **Catalogue of the Platygastridae (Platygastroidea) of the World (Insecta: Hymenoptera).** Hymenopterorum Catalogus (Nov. Ed.), no. 19. Amsterdam, SPB Academic Publishing, 168 p.

Waage, J. & D.G. Greathead (eds.) 1986. **Insect Parasitoids.** Londres, Academic Press, 389 p.

Wagner, M.R. & K.F. Raffa (eds.) 1993. **Sawfly Life History Adaptations to Woody Plants.** San Diego, Academic Press, 581 p.

Wahl, D.B. 1993. Family Ichneumonidae, p. 396-448. *In*: H. Goulet & J.T. Huber (eds.). **Hymenoptera of the World: An Identification Guide to Families.** Ottawa, Agriculture Canada Publications, vii+668 p.

Ward, P.S. 2007. Phylogeny, classification, and species-level taxonomy of ants (Hymenoptera: Formicidae). **Zootaxa** 1668: 549-563.

Wasbauer, M.S. 1995. Pompilidae, p. 522-539. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

Weinstein, P. & A.D. Austin 1991. The host-relationships of trigonalyid wasps (Hymenoptera: Trigonalyidae), with a review of their biology and catalogue to world species. **Journal of Natural History** 25: 399-433.

Weld, L.H. 1952. **Cynipoidea (Hym.) 1905-1950.** Ann Arbor, L.H. Weld (edição própria), 351 p.

West-Eberhard, M.J.; J.M. Carpenter & P.E. Hanson 1995. The vespid wasps (Vespidae), p. 561-587. *In*: P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **The Hymenoptera of Costa Rica.** Oxford, Oxford University Press, xx+893 p.

West-Eberhard, M.J.; J.M. Carpenter & P.E. Hanson 2006. Familia Vespidae, p. 617-644. *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.). **Hymenoptera de la Región Neotropical. Memoirs of the American Entomological Institute** 77: x + 1-994.

Wharton, R.A. 1997. Introduction, p. 1-18. *In*: R.A. Wharton; P.M. Marsh & M.J. Sharkey (eds.). **Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera).** Special Publication No. 1. Washington D. C., International Society of Hymenopterists, 439 p.

Wharton, R.A. 1989. Final instar larva of the embolemid wasp, *Ampulicomorpha confusa* (Hymenoptera). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 91: 509-512.

Wharton, R.A.; P.M. Marsh & M.J. Sharkey (eds.) 1997. **Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera).** Special Publication No. 1. Washington D. C., International Society of Hymenopterists, 439 p.

Wharton, R.A.; L. Vilhelmsen & G.A.P. Gibson 2004. Characterizing basal apocritans (Hymenoptera: Apocrita). **Proceedings of the Russian Entomological Society** 75: 17-23.

Wisejekara, G.A.W. 1997. Phylogeny of the Chalcididae (Insecta: Hymenoptera) and its congruence with contemporary hierarchical classification. **Contributions of the American Entomological Institute** 29(3): 1-61.

Williams, F.X. 1919. Philippine wasp studies. Part II. Descriptions of new species and life history studies. **Bulletin of the**

Experiment Station of the Hawaiian Sugar Planters' Association, Entomological Series 14: 19–184.

Williams, F.X. 1929. Notes on the habits of the cockroach-hunting wasps of the genus *Ampulex*, sens. lat., with particular reference to *Ampulex* (*Rhinopsis*) *caniculatus* Say. **Proceedings of the Hawaiian Entomological Society** 7: 315–329.

Williams, F.X. 1942. *Ampulex compressa* (Fabr.), a cockroach-hunting wasp introduced from New Caledonia into Hawaii. **Proceedings of the Hawaiian Entomological Society** 11: 221–233.

Wilson, E.O. 1971. **The Insect Societies.** Cambridge, Belknap Press, 548 p.

Woolley, J.B. 1988. Phylogeny and classification of the Signiphoridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). **Systematic Entomology** 13: 465-501.

Woolley, J.B. 1997. Signiphoridae, p. 693-699. *In*: G.A.P. Gibson; J.Y. Huber & J.B. Woolley (eds.). **Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera).** Monograph 1. Ottawa, National Research Council Press, 794 p.

Yoshimoto, C.M. 1990. **A Review of the Genera of New World Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea).** Flora and Fauna Handbook No.7. Gainesville, Sandhill Crane Press, 166 p.

Yu, D.S. & K. Horstmann. 1997. A catalogue of World Ichneumonidae (Hymenoptera). Part 1: Subfamilies Acaenitinae to Ophioninae. **Memoirs of the American Entomological Institute** 58: 1-763.

Zucchi, R.A. & J.R.P. Parra 2004. *Trichogramma* in Brazil: feasibilty of use after twenty years of research. **Neotropical Entomology** 33: 271-281.

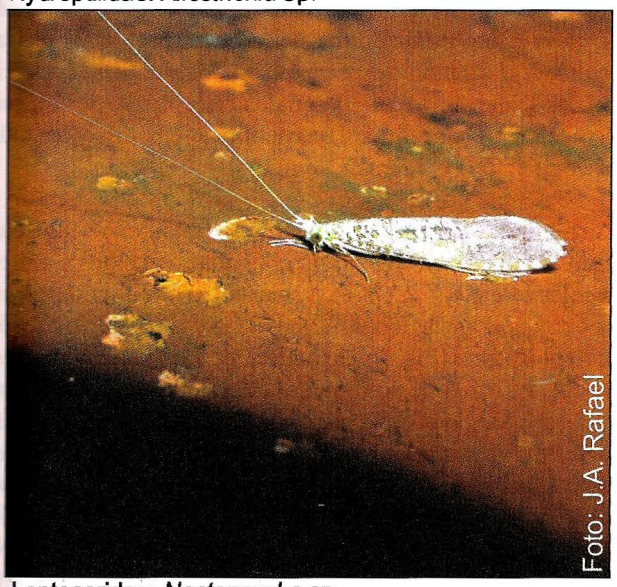
Capítulo 36

TRICHOPTERA

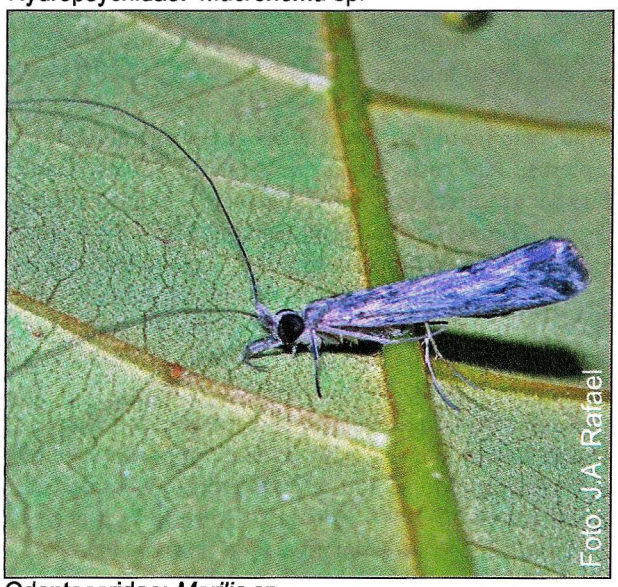
Henrique Paprocki

Hydroptilidae: *Alisotrichia* sp.

Hydropsychidae: *Macronema* sp.



Leptoceridae: *Nectopsyche* sp.



Odontoceridae: *Marilia* sp.

TRICHOPTERA Kirby, 1813

Henrique Paprocki

Trichoptera: do grego *trichos* = pelos; *pteron* = asas. Refere-se às cerdas presentes nas asas.

Diagnose. Insetos holometábolos com larvas aquáticas. Variam de 1 a 50 mm de comprimento. A maioria das espécies com coloração pouco exuberante, alguns grupos com coloração chamativa. Olhos compostos bem desenvolvidos, ocelos presentes. Antena filiforme, longa, às vezes até várias vezes o comprimento do corpo. Peças bucais reduzidas, hipofaringe formando o haustelo, órgão esponjoso responsável pela ingestão de líquidos. Palpos labial e maxilar bem desenvolvidos. Tubérculos presentes dorsalmente na cabeça e tórax. Três pares de pernas bem desenvolvidas, não diferenciadas e com esporões tibiais conspícuos. Fêmeas de algumas espécies com perna posterior achatada lateralmente utilizada para natação e postura. Dois pares de asas desenvolvidas, cobertas de cerdas, com venação generalizada, nigma presente próximo à bifurcação RP_3-RP_4 (R_4–R_5) e a asa posterior geralmente menor, às vezes mais larga. Asa anterior com as veias anais formando um duplo Y por pequena distância. Larvas exclusivamente aquáticas, com cinco ínstares.

Introdução. Não há registros de nomes comuns para adultos de tricópteros. As casas construídas pelas larvas eram chamadas de grumixás ou curubixás pelos índios, sendo utilizadas para confecção de adornos (Ihering 2002). Na língua Tupi, "curubixá" ou "grumixá" significa "lugar onde vive o menino", indicando o conhecimento dos índios sobre o fato de a larva ser a forma jovem de um inseto e que ela constrói e vive dentro das casinhas na água. Esse nome foi utilizado para descrição do gênero *Grumicha* por Müller (1879).

Os tricópteros são registrados para todos os continentes, exceto o continente antártico. Há 12.627 espécies recentes descritas no mundo (Morse 2001). Para a região Neotropical, são 2.196 (Flint *et al.* 1999) e, para o Brasil, 379 espécies (Paprocki *et al.* 2004). A estimativa é de aproximadamente 50 mil espécies no mundo (Schmid 1984). O conhecimento da fauna de tricópteros é praticamente inexistente para várias regiões brasileiras, o que dificulta estimativas precisas, mas são estimadas aproximadamente 3 mil espécies no Brasil. Dentre as ordens de insetos exclusivamente aquáticos, essa é a mais diversa. A aparência dos adultos é variada, lembrando pequenas mariposas. A maioria das espécies tem seu pico de atividade durante o crepúsculo vespertino ou à noite. Algumas espécies de atividade diurna podem ser vistas em comportamento de corte sobre a vegetação ripária, muitas vezes com padrões de coloração chamativos. As espécies noturnas ficam escondidas entre folhas e rochas às margens dos corpos d'água durante o dia.

Os fósseis mais antigos conhecidos pertencem às famílias Microptysmatidae, Cladochoristidae, Protomeropidae e Uraloptysmatidae do período Permiano (Morse 1997).

Referências úteis são de Morse (2001) e Holzenthal *et al.* (1997). Uma lista de Trichoptera do Brasil pode ser encontrada em Paprocki *et al.* (2004).

O primeiro tricóptero descrito para a América do Sul foi *Macrostemum maculatum* (Perty), coletado entre as cidades de São Paulo e Ouro Preto. Em seguida, *Macronema lineatum* Pictet foi descrita para a cidade de Caravelas na Bahia e *Barypenthus concolor* Burmeister, para o Brasil, sem precisar a localidade. Esta última espécie é do maior tricóptero conhecido do Brasil, que atinge até 50 mm de comprimento. Os menores tricópteros pertencem à Hydroptilidae e Glossosomatidae, variando entre 1 e 5 mm de comprimento.

Morfologia (adultos). Cabeça hipognata, com tubérculos cerdosos no vértice, póstero-lateralmente aos olhos e entre os alvéolos antenais (Fig. 36.2). Antena filiforme, do comprimento do corpo ou mais longa. Olhos compostos desenvolvidos. Ocelos presentes (Fig. 36.2) ou ausentes. Peças bucais reduzidas e adaptadas à ingestão de líquidos. Mandíbula vestigial. Maxila e gálea vestigiais ou ausentes. Palpo maxilar pentâmero. Lábio e hipofaringe desenvolvidos formando o haustelo, órgão esponjoso para absorção de líquido. Palpo labial bem desenvolvido, trímero (Fig. 36.1). Tórax bem desenvolvido. Pronoto, mesonoto e mesoscutelo com tubérculos cerdosos (Fig. 36.2). Pernas bem desenvolvidas. Tíbias com esporões apicais conspícuos na maioria das espécies. A fórmula dos espinhos tibiais é um caráter taxonômico importante e representa o número de esporões tibiais apicais nas pernas anterior, média e

posterior, respectivamente. Por exemplo, 0:2:2 significa nenhum esporão na tíbia anterior, dois na média e dois na posterior. Tarsos pentâmeros e garra tarsal simples. Em algumas espécies, principalmente de Hydropsychidae, as fêmeas possuem perna posterior achatada, supostamente para natação e postura. Dois pares de asas bem desenvolvidos. Asa anterior usualmente mais longa que a posterior (Fig. 36.1), entretanto a posterior pode ser mais larga, dobrada em forma de telhado sobre o corpo, ou achatada em algumas famílias. Asas com cerdas ou, em alguns casos, com escamas ou mais raramente nuas. Padrões de cores são formados pela distribuição das cerdas nas asas ou pela coloração direta da membrana. Venação generalizada, mas com as veias anais da asa anterior formando um duplo Y, uma sinapormorfia de Trichoptera. Nigma presente na bifurcação RP_3-RP_4 (R_{4+5}) da asa anterior e posterior. Abdômen com dez segmentos, sem esterno no segmento I. Tergo e esterno separados pela pleura membranosa, exceto segmento IX dos machos, anelar e sem pleura membranosa distinta (Fig. 36.1). Segmento X modificado em uma armadura genital com estruturas variadas, frequentemente utilizadas para a identificação de espécies. A genitália generalizada de um macho adulto é composta de um apêndice superior, o falo, parâmeros laterais e um apêndice inferior bissegmentado (Fig. 36.1). A abertura genital das fêmeas abre-se entre o segmento VIII e IX ou IX e X. Segmentos terminais modificados em ovipositores em algumas famílias, mas usualmente terminando em apêndices digitiformes.

Imaturos. Desenvolvem-se na maioria dos ambientes permanentes de água doce, com maior diversidade em rios não poluídos com sucessões de corredeiras em montanhas.

Os ovos são esféricos ou ovais, envoltos em uma substância chamada espumalina, que se expande em contato com a água aderindo ao substrato.

As larvas constroem casas ou abrigos (grumixás), com seda das glândulas salivares modificadas e utilizando diversos tipos de materiais, como folhas, areia, fragmentos de rocha ou exclusivamente seda. As grumixás são espetaculares exemplos de engenharia, com formas diversas como caracóis, tubos, carapaças de tartaruga, bolsas e outras. Os abrigos construídos podem ter uma rede de captura que filtra partículas de matéria orgânica para alimentação. Outros abrigos são construídos em ambientes higropétricos em forma de pequenos tubos. As grumixás de *Barypenthus concolor* Burmeister são construídas com fragmentos de rochas e chegam a ter 50 mm de comprimento. Algumas famílias possuem larvas de vida livre, sem a construção de um abrigo ou tubo, entretanto o casulo pupal é construído.

As larvas têm pronoto e cabeça bem esclerosados. Meso e metanoto total ou parcialmente esclerosados ou totalmente membranosos. As pernas têm modificações como cerdas, escovas e outras relacionadas aos hábitos ou alimentação. O abdômen é membranoso, com nove segmentos, portando brânquias em algumas famílias. Os últimos segmentos são modificados em falsas pernas anais, terminando em uma garra anal.

A diversidade de hábitos das larvas é atribuída a sua capacidade de produzir seda, possibilitando a ocupação de nichos variados em um rio, sendo ubíquos em qualquer ambiente aquático.

As pupas nos estágios avançados de desenvolvimento são muito semelhantes aos adultos, porém possuem mandíbulas desenvolvidas e esclerosadas, asas compactas retraídas em tecas alares (pterotecas), ganchos e escleritos na parte dorsal do abdômen, um par de saliências anais e fileiras de cerdas no tarso, utilizadas para natação na ocasião da emergência dos adultos. Os locais escolhidos para empupar são usualmente

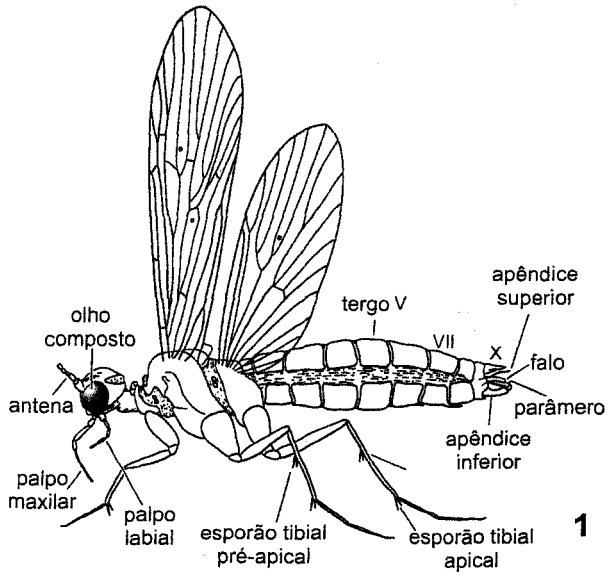


Figura 36.1. Trichoptera adulto, esquemático, vl.

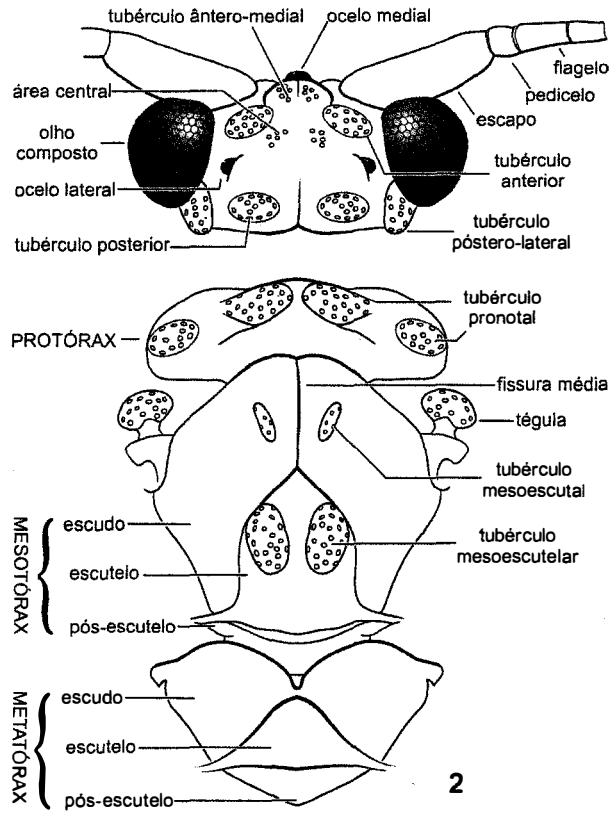


Figura 36.2. Cabeça e tórax de um Trichoptera adulto, vd.

bem protegidos da correnteza. Um abrigo selado é construído pela larva, onde o processo de metamorfose se completa. Adultos farados são estágios de desenvolvimento onde o casulo pupal possui os escleritos da larva, a exúvia da pupa e o adulto totalmente desenvolvido em seu interior. Eles são importantes porque permitem a associação entre adultos e imaturos e possibilitam a identificação da larva no nível de espécie.

Biologia. A oviposição, o desenvolvimento da larva e da pupa ocorre, quase que exclusivamente, em ambientes aquáticos de água doce. As fêmeas de algumas espécies nadam até o fundo do riacho para depositar os ovos em pedras protegidas da correnteza. Outras espécies depositam os ovos diretamente sobre a lâmina d'água, na vegetação sobre o riacho ou plantas aquáticas parcialmente submersas e até mesmo no solo das margens dos rios. Os ovos são depositados em massas, filamentos ou individualmente. Massas de ovos são comuns sob pedras, folhiço e macrófitas submersas na correnteza.

As larvas são frequentemente encontradas em lagos, mas são mais diversas em rios de montanhas, com águas bem oxigenadas. No Brasil, há grande diversidade em riachos e rios de pequeno porte. Há poucos exemplos de espécies consideradas semiterrestres e apenas uma espécie com larvas marinhas descrita para a Austrália. As larvas são divididas em grupos funcionais quanto à utilização da matéria orgânica: raspadores, coletores (subdividida em filtradores e catadores), fragmentadores, mas também se encontram predadores e sugadores de plantas.

Adultos não ingerem alimentos sólidos e vivem de poucos dias a duas ou três semanas. O haustelo é utilizado para ingestão de líquidos, como orvalho e néctar. A maioria das espécies é crepuscular vespertina ou noturna, algumas são diurnas e habitualmente têm padrões de coloração chamativos que podem influenciar na seleção sexual e corte. As espécies diurnas cortejam seus pares sobre folhas que margeiam rios e riachos. Em regiões tropicais, a maioria é multivoltina e o pico de emergência dos adultos ocorre antes da época chuvosa. No Sul e Sudeste do Brasil, a melhor época para coleta de adultos é entre os meses de setembro e dezembro. A maioria das espécies pode voar, sendo conhecidas algumas formas com asas pouco desenvolvidas ou ápteras.

A habilidade de voo é variada e está associada ao tamanho. Espécies de maior porte são encontradas mais distantes dos criadouros. Espécies menores podem ser carregadas pelo vento para longe de sua origem, facilitando sua dispersão. A maioria dos adultos permanece próximo aos corpos d'água, com tendência de voar rio acima durante o crepúsculo vespertino. O enxameamento é comum e já foi observado no Brasil para espécies de *Nectopsyche* Müller, *Marilia* Müller e *Barypenthus* Burmeister. Ocorre acima da lâmina d'água, quando grande número de espécimes voa junto formando uma coluna. Esse é um comportamento de corte, seguido de cópula que acontece em pleno voo ou sobre algum substrato. Os feromônios provavelmente têm papel importante no enxameamento.

Classificação. A primeira classificação para o grupo foi feita por Ulmer (1907) e, depois, por Fischer em várias publicações, iniciadas em 1960 (Fischer 1960) e finalizadas em 1973 (Fischer 1973), quando apresentou um índice de toda sua obra e respectivas referências. Posteriormente Weaver & Morse (1986) propuseram um novo sistema, tendo mais táxons adicionados por diferentes autores. A classificação abaixo é aceita pela maioria dos pesquisadores de Trichoptera listados no endereço eletrônico de Morse (2001), com algumas modificações. São listadas todas as famílias reconhecidas em Trichoptera. Entre parênteses, é fornecido o número de espécies por família conhecidas para o Brasil. Famílias sem indicação não foram registradas no país até agora. O número para as espécies que ocorrem no Brasil é baseado em Paprocki *et al.* (2004).

Subordem Annulipalpia
Hydropsychoidea
Dipseudopsidae
1. Ecnomidae (6)
2. Hydropsychidae (107)
3. Polycentropodidae (46)
Psychomyiidae
4. Xiphocentronidae (3)

Philopotamoidea
5. Philopotamidae (41)
Stenopsychidae

Subordem "Spicipalpia"*
Rhyacophiloidea
6. Hydrobiosidae (19)
Rhyacophilidae
Hydroptiloidea
7. Glossosomatidae (21)
8. Hydroptilidae (50)
Ptilocolepidae

Subordem Integripalpia
Leptoceroidea
9. Atriplectididae (1)
10. Calamoceratidae (17)
Molannidae
11. Leptoceridae (42)
Limnocentropodidae
12. Odontoceridae (12)
Philorheithridae

* parafilética

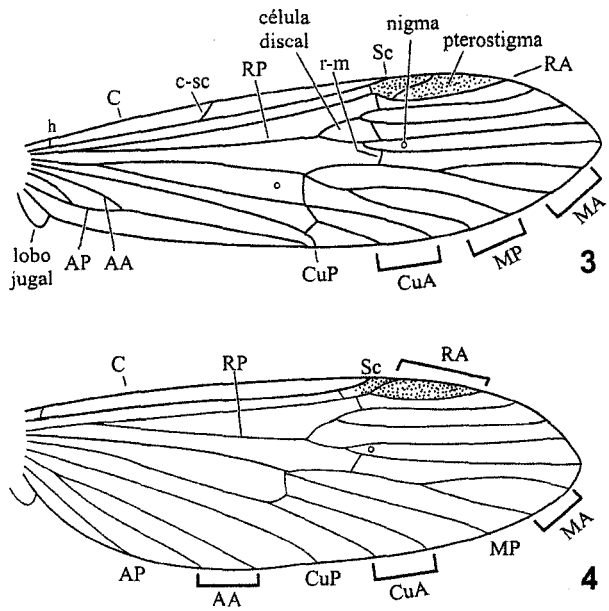
Limnephiloidea
Apataniidae
Goeridae
13. Limnephilidae (1)
Rossianidae
Uenoidae

Phryganeoidea
Brachycentridae
Kokiriidae
14. [Lepidostomatidae]
Oeconesidae
Phryganeidae
Phryganopsychidae
Pisuliidae
Plectrotarsidae

Sericostomatoidea
15. Anomalopsychidae (1)
Antipodoeciidae
Barbarochthonidae
Beraeidae
Calocidae
Chathamiidae
Conoesucidae
Helicophidae
16. Helicopsychidae (11)
Hydrosalpingidae
Petrothrincidae
17. Sericostomatidae (1)

Incertae sedis
Tasimiidae

Relações filogenéticas. As primeiras hipóteses de afinidades internas foram propostas por Ross (1967) e Weaver (1984), diferentes entre si, indicando a instabilidade e desconhecimento das relações internas da ordem. Mais recentemente, foi investigada com abordagens moleculares, comportamentais e morfológicas (Morse 1997). Há uma congruência na aceitação de três subordens, Annulipalpia, Spicipalpia e Integripalpia (Wiggins & Wichard 1989) (Fig. 36.5), baseadas em aspectos comportamentais da larva, principalmente da construção das casas ou abrigos. A monofilia de Annulipalpia e Integripalpia é bem aceita. Todas as larvas de Annulipalpia constroem abrigos fixos, com ou



Figuras 36.3-4. Asas. **3**, asa anterior; **4**, asa posterior. Fonte: Ross (1956).

sem rede de captura. As larvas de Integripalpia constroem grumixás em forma de tubo (Wiggins 2004). Entretanto, há muito desentendimento sobre a situação parafilética de Spicipalpia, intermediário entre as outras duas subordens. Suas larvas são predadoras de vida livre. Trabalhos de Kjer *et al.* (2001, 2002) demonstram a formação de grupos parafiléticos dentro da subordem, tornando-a inválida do ponto de vista filogenético (Fig. 36.5). As famílias dessa subordem que ocorrem no Brasil são Hydrobiosidae, com larvas de vida livre, Glossosomatidae, cujas larvas constroem grumixás em formato de uma carapaça de tartaruga, e Hydroptilidae, que constroem grumixás em forma de bolsa no último ínstar.

Importância. A diversidade de espécies e hábitos torna os Trichoptera bons indicadores de qualidade de água e importantes nos índices utilizados para o monitoramento dos níveis de poluição em rios e riachos. São importantes na teia trófica de ambientes aquáticos e limítrofes. As larvas são importantes na dinâmica de nutrientes em um rio. Ajudam na quebra da matéria orgânica grossa (folhas, frutos e galhos) que cai em um riacho, transformando-a em matéria particulada fina, disponibilizando-a para organismos de menor porte. Servem de alimentos para vários insetos aquáticos predadores, como Odonata, Plecoptera, Megaloptera e Coleoptera, ou mesmo vertebrados, como peixes e anfíbios. Larvas foram registradas causando danos a uma ponte de madeira em Maryland, Estados Unidos (Flint 1996). Há registros isolados de entupimento de canos por ocorrência em massa de larvas de Hydropsychidae ou de danos a plantas aquáticas ou mesmo plantações de arroz.

Os adultos são importante fonte de produção secundária de ambientes dulceaquícolas e fonte de alimento para peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos (morcegos). A emergência em massa pode afetar a visibilidade e o trânsito de veículos.

Coleta e fixação. Adultos são encontrados principalmente nas rochas ou vegetação ripária dos corpos d'água. Espécimes diurnos são coletados com redes entomológicas ou aspiradores, quando visualizados no substrato, como pedras ensolaradas que emergem dos corpos d'água, sobre folhas largas da vegetação ripária. A varredura na vegetação ribeirinha é eficiente para conseguir espécimes adultos.

Armadilha com lençol iluminado, principalmente com luz ultravioleta, colocada próxima dos corpos d'água, atrai grande diversidade e quantidade de adultos. Uma lâmpada de luz branca ao lado da lâmpada de luz ultravioleta, tendo

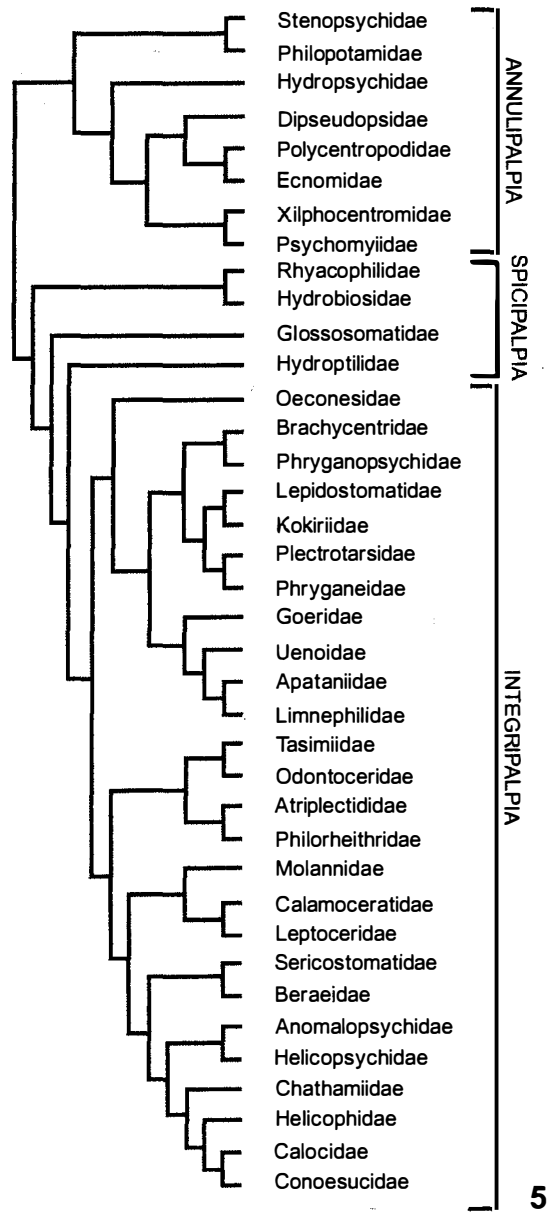


Figura 36.5. Hipótese de afinidades entre as famílias de Trichoptera. Fonte: Kjer *et al* (2001).

como fundo uma parede branca ou lençol branco, ajuda na seleção dos espécimes a serem coletados. As lâmpadas devem ser acesas momentos antes do crepúsculo vespertino, quando inicia se a atividade de voo. Para coletas na beira de rios, com floresta ripária bastante densa, as lâmpadas devem ser ligadas ainda mais cedo.

Os espécimes devem ser coletados preferencialmente a seco, com frascos mortíferos contendo fitas impregnadas com piretroide e com papel higiênico cortado em tiras para acomodar os corpos delicados. Frascos mortíferos com éter ou acetato de etila são indesejáveis por molharem suas asas, danificando as cerdas e os padrões de coloração. Armadilhas Malaise montadas sobre rios e riachos coletam boa quantidade de espécimes.

Outra maneira de se coletar é com uma armadilha que utiliza uma bandeja branca com pelo menos 5 cm de etanol 80% e uma lanterna com luz ultravioleta sobre ela. O uso de uma tela com malha de 2 cm de diâmetro para uma coleta seletiva evita que anfíbios, mariposas ou outros animais maiores sejam capturados. Deve ser montada às margens dos corpos d'água ou sobre alguma rocha emergente, desde o crepúsculo até a hora desejada. Os insetos coletados dessa maneira devem ser preservados em etanol 80%, não servindo mais para montagem em alfinetes entomológicos.

Exemplares que serão utilizados para taxonomia ou mesmo coleções de referência devem ser coletados a seco, em frascos mortíferos e espetados com alfinetes entomológicos. Exemplares com outros objetivos podem ser coletados e preservados em álcool 80%. Os espécimes ficam mais flexíveis, mais fáceis de manipular e o processo de coleta e preparação toma menos tempo. No entanto, no meio líquido, as cerdas, que dão os padrões de coloração nas asas e corpo, são perdidas e os pigmentos que dão cor, os lipídeos e proteínas vão sendo gradativamente transferidos à solução. Com o passar do tempo, os espécimes ficam descoloridos e com os apêndices, quebrados, restando o corpo sem os apêndices. As larvas devem ser fixadas e conservadas em álcool 80%.

Chave para identificação de famílias de Trichoptera.

1. Ocelos presentes (Fig. 36.2) **2**
— Ocelos ausentes **3**

2(1). Quinto palpômero maxilar duas a três vezes mais comprido do que o quarto, usualmente flexível, com estrias aneladas. Segundo palpômero com uma escova de cerdas na margem interna (Fig. 36.26). Mesoscuto sem tubérculos. Tubérculos do mesoscutelo pares (Fig. 36.19) ..... **5. Philopotamidae**
— Quinto e quarto palpômeros maxilares aproximadamente do mesmo comprimento. Segundo palpômero sem escova de cerdas (Fig. 36.23). Mesoscuto com ou sem tubérculos. Tubérculos do mesoscutelo presentes ou ausentes **4**

3(1). Quinto palpômero maxilar duas a três vezes mais comprido do que o quarto, usualmente flexível e com estrias aneladas (Fig. 36.22), algumas espécies com partes bucais atrofiadas (*Synoestropsis* Ulmer) **5**
— Quinto e quarto palpômeros maxilares aproximadamente do mesmo comprimento ou palpômeros maxilares reduzidos ... **6**

4(2). Mesoscutelo triangular, achatado, com a margem posterior vertical. Corpo com menos que 5 mm. Mesoscuto sem tubérculos. Tubérculos do mesoscutelo formando uma quilha vertical (Fig. 36.13). Asas estreitas, com margem distal afilada, venação reduzida, com franja de cerdas em sua margem. Esporões tibiais 0-1: 2-3: 3-4 ..... **8. Hydroptilidae** (parte)
— Mesoscutelo convexo, com a margem posterior não diferenciada. Comprimento do corpo variável. Mesoscuto com tubérculos variáveis ou ausentes. Tubérculos do mesoscutelo sem formar quilha vertical. Asas não afiladas e com venação normal **9**

5(3). Asa anterior com RA (R_1) bifurcada. Comprimento do corpo variando de 3 a 10 mm. Tubérculos do mesoscuto pequenos, pares (Fig. 36.8) ..... **1. Ecnomidae**
— Asa anterior com RA (R_1) simples. Comprimento do corpo variável. Tubérculos do mesoscuto variáveis ou ausentes **7**

6(3). Mesoscutelo triangular, achatado com a margem posterior vertical. Comprimento do corpo menor que 5 mm. Mesoescuto sem tubérculos. Tubérculos do mesoscutelo formando uma quilha vertical (Fig. 36.13). Asas estreitas, com margem distal afilada, venação reduzida, com franja de cerdas em sua margem. Esporões tibiais 0-1: 2-3: 3-4 ..... **8. Hydroptilidae** (parte)
— Mesoscutelo convexo. Comprimento do corpo maior que 5 mm. Tubérculos do mesoscuto presentes. Tubérculos do mesoscutelo sem formar quilha vertical. Asas normais, venação normal. Esporões tibiais variáveis **12**

7(5). Asa anterior com RP_1 (R_{2+3}) bifurcada. Comprimento do corpo maior que 5 mm. Tubérculos do mesoscuto ausentes. Tubérculo do mesoscutelo único (Fig. 36.12). Esporões tibiais 0–2: 2–4: 2–4. Inseto achatado dorso-ventralmente (Macronematinae com antenas muito longas), usualmente com padrões de cores nas asas ..... **2. Hydropsychidae**
— Asa anterior com RP_1 (R_{2+3}) simples. Comprimento do corpo variável. Tubérculos do mesoscuto variáveis. Tubérculos do mesoscutelo variáveis. Insetos não achatados dorso-ventralmente. Com ou sem padrões de cores nas asas **8**

8(7). Tubérculos do mesoscuto grandes, subquadrados (Fig. 36.21). Asa anterior negra, frequentemente com uma pequena marca branca ..... **4. Xiphocentronidae**
— Tubérculos do mesoscuto pequenos, subcirculares. Tubérculo do mesoscutelo único (Fig. 36.20) ... **3. Polycentropodidae**

9(4). Esporões tibiais 1–2: 4: 4. Abdômen com apêndices ventrais nos segmentos VI e VII. Cerdas alares direcionadas tanto posteriormente quanto anteriormente ..... **6. Hydrobiosidae**
— Esporões tibiais variáveis. Abdômen sem protuberâncias ventrais nos segmentos VI e VII. Cerdas alares não direcionadas anteriormente **10**

10(9). Asa anterior com uma faixa branca transversal. Cabeça com tubérculo posterior não alongado. Tubérculos do mesoscuto pequenos, pares. Tubérculos do mesoscutelo pares, pequenos (Fig. 36.9). Esporões tibiais 0–1: 2–4: 4. Pequenos, de 1 a 5 mm de comprimento ..... **7. Glossosomatidae**
— Asa anterior sem faixa branca transversal. Cabeça com tubérculo posterior alongado (Fig. 36.6) ou não alongado (Fig. 36.16). Tubérculos do mesoscuto único ou cerdas esparsas **11**

11(10). Esporões tibiais 2: 2: 4, segundo espinho tibial apical muito reduzido. Geralmente menos de 5 mm de comprimento .... **15. Anomalopsychidae**

— Esporões tibiais 1: 0-1: 4, esporão da tíbia anterior bem desenvolvido ..... **13. Limnephilidae**

12(6). Antena muito longa, duas a três vezes mais longa que o corpo. Corpo achatado lateralmente, (exceto em *Triplectides* Kolenati). Tubérculos do mesoscuto em filas ou esparsos (Fig. 36.15). Comprimento do corpo maior que 5 mm .... **11. Leptoceridae**

— Antena do comprimento do corpo ou menor. Corpo não achatado lateralmente. Tubérculos do mesoscuto variáveis. Comprimento do corpo variável **13**

13(12). Asa anterior com RA (R_1) e RP_1 (R_2) separadas até a margem da asa (Fig. 36.3). Tubérculos do mesoscuto em filas. Tubérculos do mesoscutelo espalhados. Tubérculos posteriores da cabeça grandes. Esporões tibiais 2: 4: 4 .... **9. Atriplectididae**

— Asa anterior com RA (R_1) e RP_1 (R_2) unidas antes da margem da asa. Tubérculos do mesoscuto variáveis. Tubérculos do mesoscutelo variáveis **14**

14(13). Antena com escapo não alongado (Fig. 36.7) **15**

— Antena com escapo alongado (Fig. 36.14) **17**

15(14). Cabeça com tubérculo posterior grande (Fig. 36.10). Esternos abdominais reticulados. Asa posterior com margem anterior portando uma fila de cerdas em forma de gancho .... **16. Helicopsychidae**

— Cabeça com o tubérculo posterior normal (Figs. 36.7, 17). Esternos abdominais não reticulados. Asa posterior sem fila de cerdas em forma de gancho **16**

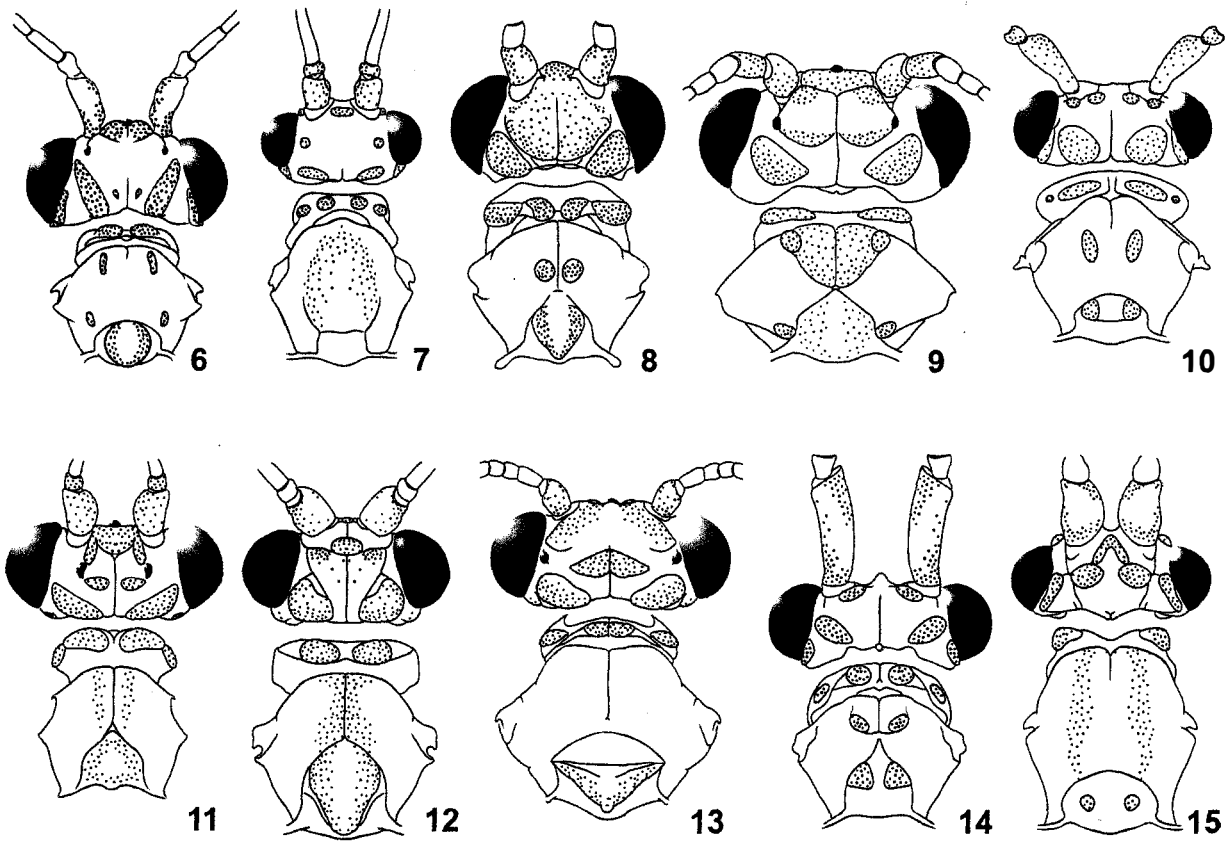
16(15). Mesoscuto com um par de tubérculos. Mesoscutelo com um par de pequenos tubérculos. Comprimento do corpo de 5 a 10 mm ..... **17. Sericostomatidae**

— Mesoscuto com tubérculos esparsos por todo o escudo (Fig. 36.7). Mesoscutelo pequeno e retangular .... **10. Calamoceratidae**

17(14). Mesoscutelo grande e arredondado (Fig. 36.17). Tubérculos do mesoscuto esparsos (*Marilia*) ou pequenos e pares (*Barypenthus*). Esporões tibiais 2: 2–4: 4 em *Marilia* e 2: 2: 1 em *Barypenthus*. Machos com os olhos grandes, contíguos ou quase assim dorso-medianamente em *Marilia* (Fig. 36.18) ... . **12. Odontoceridae**

— Mesoscutelo grande e triangular (Fig. 36.14). Tubérculos do mesoscutelo pares ..... **14. [Lepidostomatidae]**

1. Ecnomidae (Fig. 36.8). Comprimento do corpo variando de 3 a 10 mm. Ocorre em todas as regiões biogeográficas, com sete gêneros e aproximadamente 100 espécies. Todas as espécies neotropicais pertencem a *Austrotinodes* Schmid, com exceção de uma do Chile, em *Chilocentropos* Navás, com posição taxonômica duvidosa pela descrição precária e falta de holótipo. *Austrotinodes* tem seis espécies registradas para o Brasil. Essa pequena representação provavelmente se deve ao fato de os adultos não serem atraídos por armadilhas luminosas, sendo coletados habitualmente



Figuras 36.6-15. Cabeça e tórax, vd. **6**, Anomalopsychidae; **7**, Calamoceratidae; **8**, Ecnomidae; **9**, Glossosomatidae; **10**, Helicopsychidae; **11**, Hydrobiosidae; **12**, Hydropsychidae; **13**, Hydroptilidae; **14**, Lepidostomatidae; **15**, Leptoceridae.

com rede entomológica. Larvas foram descritas por Ulmer (1907) como construtoras de tubo de seda. O gênero foi revisado por Flint & Denning (1989).

2. Hydropsychidae (Fig. 36.12). Comprimento do corpo variando de 5 a 25 mm. Tem cerca de 900 espécies em 50 gêneros, em todas as regiões biogeográficas. Está dividida em cinco subfamílias: Arctopsychinae, Diplectroninae, Hydropsychinae, Macronematinae e Smicrideinae. Apenas Macronematinae é conhecida do Brasil, com oito gêneros, *Blepharopus* Kolenati, *Centromacronema* Ulmer, *Leptonema* Guérin, *Macronema* Pictet, *Macrostemum* Kolenati, *Plectromacronema* Ulmer, *Pseudomacronema* Ulmer e *Synoestropsis* Ulmer, em Smicrideinae, apenas o gênero *Smicridea* McLachlan é conhecido do Brasil. Smicrideinae é mais diversa, com 107 espécies, e de menor porte, com antenas mais curtas que o corpo. Macronematinae é de porte mais avantajado, tendo antenas usualmente bem mais longas que o corpo. Muitas espécies têm belos padrões de cores nas asas. As espécies diurnas são habitualmente observadas cortejando aos pares sobre folhas largas nas margens de riachos. As larvas constroem abrigos fixos, de aparência variada com uma rede de captura também com abertura bastante variada. São consideradas filtradoras de matéria orgânica particulada.

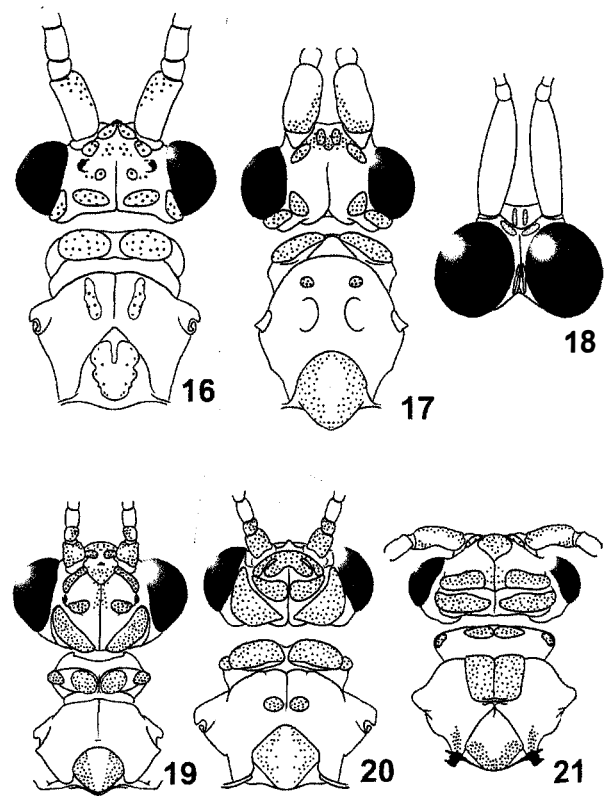
3. Polycentropodidae (Fig. 36.20). Comprimento do corpo de 5 a 10 mm. Está presente em todas as regiões biogeográficas, com aproximadamente 300 espécies em 25 gêneros. Há divergências nas subfamílias reconhecidas por diferentes autores. Entretanto, mantendo a consistência da classificação usada aqui (Morse 2001), três subfamílias são reconhecidas: Kambaitipsychinae, Pseudoneureclipsinae e Polycentropodinae. Somente a última ocorre no Brasil, com 46 espécies em *Cernotina* Ross, *Nyctiophylax* Brauer, *Polycentropus* Curtis, *Polyplectropus* Ulmer e *Cyrnellus* Banks.

4. Xiphocentronidae (Fig. 36.21). Comprimento do corpo de 3 a 10 mm. Tem aproximadamente 150 espécies, descritas em sete gêneros de distribuição pantropical, sendo especialmente diversa na região Oriental. Está dividida em duas subfamílias, Proxiphocentroninae e Xiphocentroninae, somente a última, com três espécies de *Xiphocentrum* Brauer, está registrada para o Brasil. Os adultos são de coloração escura, com pequena mancha branca central na asa anterior. As larvas constroem um tubo de seda, saindo parcialmente da água, na região que ainda é constantemente molhada.

5. Philopotamidae (Fig. 36.19). Comprimento do corpo de 5 a 10 mm. Bastante diversa e presente em todas as regiões biogeográficas. Atualmente têm 12 gêneros, com 400 espécies. Está dividida em três subfamílias, Paulianodinae, Philopotaminae e Chimarrinae, as duas últimas registradas para o Brasil, com 41 espécies em três gêneros. Chimarrinae, com o gênero *Chimarra* Stephens, é o mais diverso, com 39 espécies. Philopotaminae, com dois gêneros, tem uma espécie registrada no Brasil cada um, *Dolophilodes sanctipauli* Flint e *Wormaldia planae* McLachlan. *Dolophilodes* foi revisto (Blahnik 2005) e muitas de suas espécies foram transferidas para *Alterosa* Blahnik, compreendendo um total de 22 espécies para o Brasil.

6. Hydrobiosidae (Fig. 36.11). Comprimento do corpo maior que 5 mm. Foi considerada subfamília de Rhyacophilidae. Tem aproximadamente 40 gêneros e 150 espécies, com distribuição neotropical e australasiana. No Brasil, ocorre *Atopsyche* Banks, com 19 espécies. Os adultos têm porte médio, com cerdas direcionadas tanto posteriormente quanto anteriormente sobre a venação. As larvas são de vida livre e predadoras, possuem a perna anterior quelada. Quando empupam, constroem uma proteção com pedras, em forma de domo onde tecem o casulo pupal. A família foi revisada por Schmid (1989).

7. Glossosomatidae (Fig 9). Comprimento do corpo menor que 5 mm, de coloração escura. É cosmopolita, com aproximadamente 400 espécies em 50 gêneros. Está dividida em três subfamílias: Protoptilinae, Agapetinae e Glossosomatinae. Apenas Protoptilinae está registrada para o Brasil, com cinco gêneros: *Canoptila* Mosely, *Itauara* Müller, *Mexitrichia* Mosely, *Protoptila* Banks e *Mortoniella* Ulmer. Os adultos usualmente passam despercebidos aos olhos do leigo, pelo tamanho pequeno e hábito crepuscular ou noturno. As larvas constroem grumixás em forma de carapaça de tartaruga, frequentemente encontradas sobre rochas submersas expostas ao sol em corredeiras de rios e riachos de montanha. Quando empupam, removem a parte inferior, que seria análoga ao plastrão da tartaruga, fixando com seda em rochas a parte superior, em forma de domo, e tecendo o casulo pupal internamente.

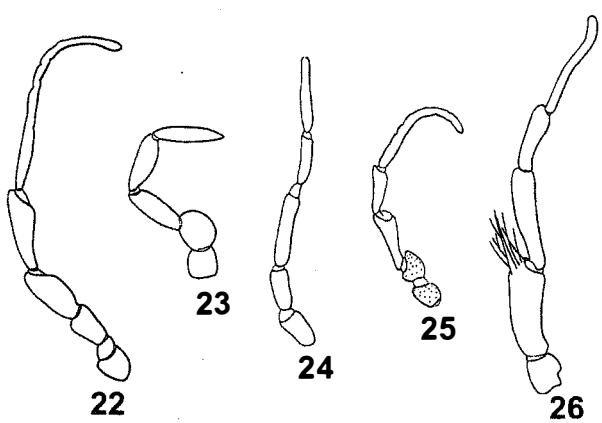


Figuras 36.16-21. Cabeça e tórax, vd. **16**, Limnephilidae; **17**, Odontoceridae; **18**, cabeça de *Marilia* sp, Odontoceridae, macho; **19**, Philopotamidae; **20**, Polycentropodidae; **21**, Xiphocentronidae.

8. Hydroptilidae (Fig. 36.13). Corpo com menos de 5 mm de comprimento. Ocorre em todas as regiões biogeográficas. Tem aproximadamente 80 gêneros e 650 espécies. No Brasil, são conhecidas 50 espécies em 20 gêneros. Está dividida em duas subfamílias: Ptilocolepinae, de distribuição boreal, e Hydroptilinae, cosmopolita. Esta última está dividida em seis tribos, das quais cinco são registradas para o Brasil. Hydroptilini tem os gêneros *Hydroptila* Dalman, *Oxyethira* Eaton e *Tricholeiochiton* Kloet & Hincks. Stactobiini tem *Bredinia* Flint e *Flintiella* Angrisano. Ochrotrichiini inclui *Nothotrichia* Flint, *Ochrotrichia* Mosely e *Rhyacopsyche* Müller. Leucotrichiini tem *Abtrichia* Mosely, *Acostatrichia* Mosely, *Alisotrichia* Flint, *Anchitrichia* Flint, *Ascotrichia* Flint, *Betrichia* Mosely, *Byrsopterix* Flint, *Ceratotrichia* Flint, *Leucotrichia* Mosely e *Peltopsyche* Müller. Neotrichiini apresenta no Brasil os gêneros *Neotrichia* Morton e *Taraxitrichia* Flint & Harris. Orthotrichiini não tem registro para o Brasil. Há dois gêneros que não estão classificados nas subfamílias acima, porque não se conhecem as larvas nem os adultos. O primeiro, *Dicaminus* Müller, foi descrito de grumixás com duas chaminés dorsais. O segundo, *Eutonella* Müller, é conhecido pela ilustração da mandíbula da pupa. As larvas são de vida livre até o quarto ínstar e constroem grumixás em forma de bolsa, garrafa e outras. Estas são construídas inteiramente de seda ou ter fragmentos de plantas, algas, grãos de areia ou outros materiais incorporados.

9. Atriplectididae. O comprimento do corpo varia de 10 a 14 mm. Têm quatro gêneros e dez espécies descritas na Austrália, Brasil, Equador, Peru e Ilhas Seicheles. No Brasil, é rara, conhecida de *Neoatriplectides froehlichi* Holzenthal, descrita da larva encontrada em Campos do Jordão, São Paulo (Holzenthal 1997). As larvas possuem o pronoto telescopado, modificação que auxiliaria na necrofagia. Os adultos de *N. froehlichi* não são conhecidos. Os adultos das espécies australianas são semelhantes aos Triplectidinae (Leptoceridae), ou seja, são longos e esbeltos, com antenas delgadas.

10. Calamoceratidae (Fig. 36.7). Comprimento do corpo maior que 5 mm. É cosmopolita, mais comum nas regiões subtropicais. A maioria é diurna. Asa anterior com uma veia transversal distinta entre os ramos da veia M. Asas largas, frequentemente com padrões de cores. Esporões tibiais variáveis. Há duas subfamílias: Anisocentropodinae e Calamoceratinae. São conhecidos oito gêneros, com aproximadamente 100 espécies descritas. Para o Brasil, são 17 espécies em *Phylloicus* Müller (Calamoceratinae). As larvas de *Phylloicus* constroem grumixás de fragmentos de folhas. São usualmente encontradas em remansos com acúmulo de folhas no fundo de riachos. *Phylloicus bromeliarum* Müller foi descrita de larvas que vivem na fitotelmata (reservatório de água) de bromélias. Os adultos de muitas espécies de *Phylloicus* são diurnos, com coloração habitualmente escura, mas muitas com padrões de cores chamativos. O gênero foi revisado por Prather (2003).



Figuras 36.22-26. Palpos maxilares. **22**, Ecnomidae; **23**, Glossosomatidae; **24**, Hydrobiosidae; **25**, Hydropsychidae; **26**, Philopotamidae.

11. Leptoceridae (Fig. 36.15). Comprimento do corpo de 4 a 20 mm. Possui aproximadamente 50 gêneros e 500 espécies descritas em todas as regiões biogeográficas. Há 42 espécies descritas para o Brasil nas subfamílias Leptocerinae— com os gêneros *Achoropsyche* Holzenthal, *Nectopsyche* Müller, *Neoathripsodes* Holzenthal e *Oecetis* McLachlan—e Triplectidinae— com *Amazonatolica* Holzenthal & Pes, *Atanatolica* Mosely, *Triplectides* Kolenati, *Grumichella* Müller e *Notalina* Mosely. Os adultos são, de uma maneira geral, delgados e muitos são achatados lateralmente. Muitos têm padrões de cores elaborados nas asas, definidos por escamas coloridas. As larvas constroem grumixás de formato e materiais diversos, desde totalmente de seda, com fragmentos de plantas, com grãos de areia e até com pequenos gravetos ocos (como em *Triplectides*). Morse (1981) apresentou uma filogenia da família e Morse & Holzenthal (1987) revisaram a subfamília Triplectidinae.

12. Odontoceridae (Fig. 36.17). Comprimento do corpo entre 5 e 50 mm. De distribuição ampla, exceto a região Afrotropical e Antártica. Aproximadamente com 80 espécies descritas em dez gêneros, apenas dois com registros para o Brasil: um monotípico, *Barypenthus concolor* Burmeister, e *Marilia* Müller, com 11 espécies. Ambos têm características marcantes, com os machos de *Marilia* possuindo olhos muito grandes, tocando-se dorsalmente (Fig. 36.18). *Barypenthus concolor* é endêmico do sudeste do Brasil e o maior tricóptero conhecido para o país, chegando a 50 mm de comprimento. Ambos os gêneros podem ser vistos em enxames de corte sobre remansos dos rios. *B. concolor* voa muito bem e rapidamente, em trajetórias em formato de 8, onde mais indivíduos vão se agrupando. As pupas são encontradas agrupadas às dezenas nas laterais de poções em rios limpos de montanha. *Marilia* enxameia formando colunas acima de regiões de remanso ou corredeira. As larvas de ambos os gêneros constroem grumixás com fragmentos de rochas, empupando em regiões a salvo da corredeira.

13. Limnephilidae (Fig. 36.16). Comprimento do corpo variando entre 10 e 20 mm. Muito comum, distribuída principalmente nas regiões Paleártica e Neártica. Bastante diversa, com mais de mil espécies descritas em cerca de 130 gêneros. Na região Neotropical, são 50 espécies descritas

em dez gêneros. Apenas uma espécie ocorre no Brasil, *Antarctoecia brasiliensis* Huamantinco & Nessimian.

14. [Lepidostomatidae] (Fig. 36.14). Ainda não foi registrada para o Brasil, mas ocorre em países vizinhos andinos. Está sendo incluída pela provável ocorrência no Brasil. Comprimento do corpo de 5 a 10 mm. Tem cerca de 300 espécies descritas, de distribuição principalmente holártica, afrotropical e oriental. Está dividida em duas subfamílias: Lepidostomatinae e Theliopsychinae. O único gênero neotropical é *Lepidostoma* Rambur. As espécies da América do Norte e Central foram revisadas por Weaver (1988).

15. Anomalopsychidae (Fig. 36.6). De distribuição neotropical, com cerca de 20 espécies em *Anomalopsyche* Flint e *Contulma* Flint. Apenas *Contulma tijuca* Holzenthal & Flint é conhecida para o Brasil. As larvas constroem tubos de grãos de areia e são mais frequentes em pequenos rios. A família foi descrita por Flint (1981).

16. Helicopsychidae (Fig. 36.10). Os adultos de *Helicopsyche* Siebold são pequenos, com menos de 8 mm de comprimento, algumas vezes com padrões de cinza-claro e cinza-escuro. Habita todas as regiões biogeográficas, tendo seis gêneros e aproximadamente 100 espécies. No Brasil, ocorre *Helicopsyche* Siebold, com 11 espécies. As larvas constroem uma das mais incríveis grumixás, compondo uma espiral como a de moluscos planorbídeos com diversas conformações, largura, altura, sendo específicas em sua forma de construção. Machado (1957) foi o primeiro brasileiro, após Müller (1879), a descrever uma nova espécie, onde sugeriu relações miméticas da grumixá em forma de caracol com moluscos planorbídeos. A família foi revisada por Johanson (1998), que também apresentou uma hipótese de filogenia.

17. Sericostomatidae. Comprimento do corpo de 5 a 10 mm. Tem aproximadamente 100 espécies em 25 gêneros no mundo. São mais diversos e comuns nas regiões Holártica e Oriental. No Brasil, há uma espécie, *Grumicha grumicha* Müller, com registros para os estados de São Paulo e Santa Catarina. As grumixás são construídas inteiramente de seda.

Agradecimentos. Ao José Bosco Isaac Jr. e Adolfo Calor pela revisão do texto e comentários. À Virgínia Braga pelas ilustrações.

Referências bibliográficas

Blahnik, R.J. 2005. *Alterosa*, a new caddisfly genus from Brazil (Trichoptera: Philopotamidae). **Zootaxa** 991: 3-60.

Fischer, F.C.J. 1960. **Necrotaulidae, Prosepididontidae, Rhyacophilidae. Trichopterorum Catalogus**. Nederlandsche Entomologische Vereeniging, Amsterdam. Vol. 1, iv + 168 p.

Fischer, F.C.J. 1973. **Index Volumes I-XV. Trichopterorum Catalogus.** Nederlandsche Entomologische Vereeniging, Amsterdam. Index, v + 118 p.

Flint Jr., O. S. 1981. Studies of Neotropical caddisflies, XXVII: Anomalopsychidae, a new family of Trichoptera, p. 75-85. *In*: G. P. Moretti (ed.). **Proceedings of the 3rd International Symposium on Trichoptera**. Dr W. Junk Publishers. The Hague.

Flint Jr., O. S. 1996. Caddisflies do count: collapse of S.R. 675 bridge over the Pocomoke River, Pocomoke City, Maryland. **Bulletin of the North American Benthological Society** 13: 376-383.

Flint Jr., O. S. & D.G. Denning 1989. Studies of Neotropical caddisflies, XLI: new species and records of Austrotinodes (Trichoptera: Psychomyiidae). **Pan-Pacific Entomologist** 65(2): 108-122.

Flint Jr., O. S.; R.W. Holzenthal & S.C. Harris 1999. **Catalog of Neotropical Caddisflies (Insecta: Trichoptera)**. Ohio Biological Survey, Columbus, Ohio. iv + 239 p.

Holzenthal, R.W. 1997. The caddisfly (Trichoptera) family Atriplectididae in the Neotropics. **Proceedings of the 8th International Symposium on Trichoptera**, p. 157-165. *In*: R.W. Holzenthal & O.S. Flint Jr. (eds). Ohio Biological Survey. Columbus, Ohio.

Holzenthal, R.W.; R.J. Blahnik & A. Prather 1997. **Trichoptera. Caddisflies**. Version 14 February 1997 (under construction). <http://tolweb.org/trichoptera/8230>. Acesso: 26/jun/2006.

Ihering R.V. 2002. Dicionário dos Animais do Brasil. Editora Difel (Brasil). 604 p.

Johanson, K.A. 1998. Phylogenetic and biogeographic analysis of the family Helicopsychidae (Insecta: Trichoptera). **Entomologica Scandinavica, Supplement** 53: 1-172.

Kjer, K.M.; R.J. Blahnik & R.W. Holzenthal 2001. Phylogeny of Trichoptera (Caddisflies): Characterization of signal and noise within multiple datasets. **Systematic Biology** 50(6): 781-816.

Kjer, K.M.; R.J. Blahnik & R.W. Holzenthal 2002. Phylogeny of Caddisflies (Insecta: Trichoptera). **Zoologica Scripta** 31(1): 83-91.

Machado, A.B.M. 1957. *Helicopsyche planorboides* n. sp. (Trichoptera Helicopsychidae) and its mimetic relations to planorbids (Mollusca Pulmonata). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 29:193-200.

Morse, J.C. 1997. Phylogeny of Trichoptera. **Annual Review of Entomology** 42: 427-450.

Morse, J.C. 1981. A phylogeny and classification of family-group taxa of Leptoceridae (Trichoptera), p. 257-264. *In*: G.P. Moretti (ed.). **Proceedings of the Third International Symposium on Trichoptera**. Dr W. Junk publisher, The Hague.

Morse, J. C. 2001. **Trichoptera World Checklist**. <http://entweb.clemson.edu/ database/trichopt/index.htm>. Acesso: 10/set/2006.

Morse, J.C. & R.W. Holzenthal 1987. Higher classification of Triplectidinae (Trichoptera: Leptoceridae), p. 139-144. *In*: M.A.T. Bournaud (ed.). **Proceedings of the 5th International Symposium on Trichoptera**. Dr. W. Junk Publisher. The Hague.

Müller, F. 1879. Notes on the cases of some South Brazilian Trichoptera. **Transactions of the Royal Entomological Society of London** 4(2): 131-144.

Paprocki, H. 2003. Insetos Arquitetos. **Ciência Hoje** 32(190): 64-67.

Paprocki, H. & R.W. Holzenthal 2002. A review of the Brazilian genus *Barypenthus* Burmeister (Trichoptera: Odontoceridae). **Nova Supplementa Entomologica**. 15: 223-230.

Paprocki, H.; R.W. Holzenthal & C. Cressa 2003. A new species of *Smicridea* McLachlan (Trichoptera: Hydropsychidae) from Venezuela and its role in travertine biogenesis. **Journal of the North American Benthological Society**. 22(3): 401-409.

Paprocki, H.; R.W. Holzenthal & R.J. Blahnik 2004. **Checklist of the Trichoptera (Insecta) of Brazil I**. Biota Neotropica. 4 (1): 1-22. Disponível no endereço: <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n1/pt/abstract?inventory +BN01204012004>.

Prather, A.L. 2003. Revision of the Neotropical caddisfly genus *Phylloicus* (Trichoptera: Calamoceratidae). **Zootaxa** 275: 1-214.

Ross, H.H. 1956. **Evolution and classification of the mountain caddisflies**. University of Illinois Press. 213 p.

Ross, H.H. 1967. The evolution and past dispersal of the Trichoptera. **Annual Review of Entomology** 12: 169-206.

Schmid, F. 1984. Un essai d'évaluation de la faune mondiale des Trichoptères, p. 337. *In*: J.C. Morse (ed.). **Proceedings of the 4th International Symposium on Trichoptera**. Dr. W. Junk, Publishers. The Hague.

Schmid, F. 1989. Les hydrobiosides (Trichoptera, Annulipalpia). **Bulletin de l'Institute Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Entomologie Supplement** 59, 154 p.

Ulmer, G. 1907. Trichoptera. *In*: P. Wytsman (ed.). **Genera Insectorum**,. Bruxelles, L. Desmet Verteneuil, part 60, 259 p.

Weaver III, J.S. 1984. The evolution and classification of Trichoptera. Part I: the groundplan of Trichoptera, p. 413-419. *In*: J.C. Morse (ed.). **Proceedings of the Fourth International Symposium on Trichoptera.** Dr W. Junk publisher, The Hague.

Weaver III, J.S. 1988. A synopsis of the North American Lepidostomatidae (Trichoptera). **Contributions of the American Entomological Institute** 24(2): 1-141.

Weaver III, J.S. & J.C. Morse 1986. Evolution of feeding and case-making behavior in Trichoptera. **Journal of the North American Benthological Society** 5(2): 150-158.

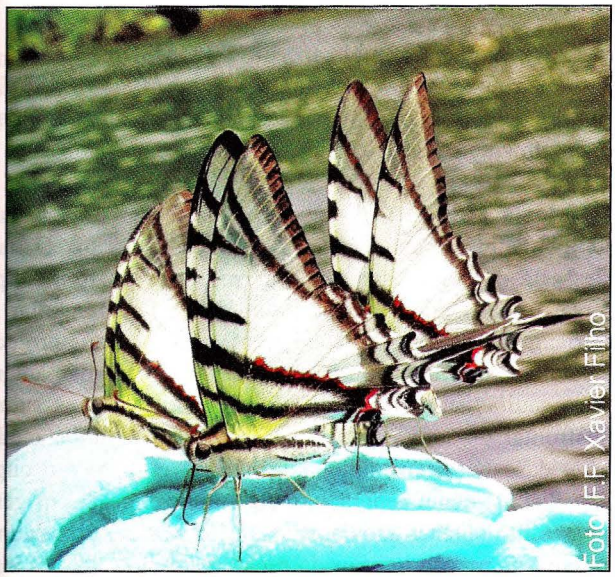
Wiggins, G. B. 2004. **Caddisflies: the underwater architects.** University of Toronto Press. Toronto. 292 p.

Wiggins, G.B. & W. Wichard 1989. Phylogeny of pupation in Trichoptera, with proposals on the origin and higher classification of the order. **Journal of the North American Benthological Society** 8(3): 260-276.

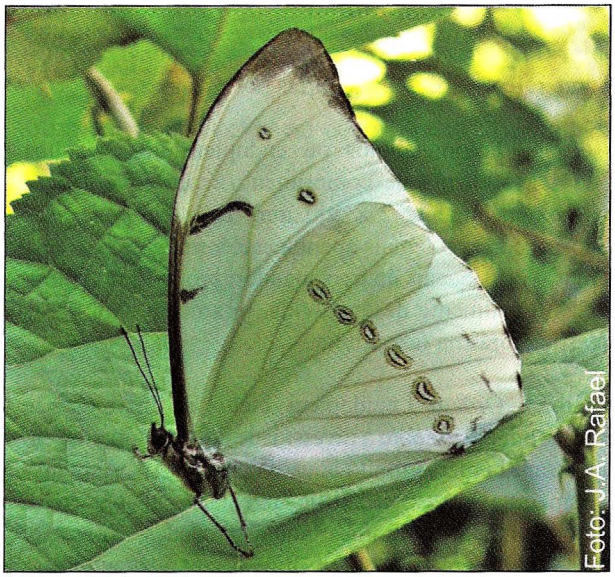
Capítulo 37

LEPIDOPTERA

Marcelo Duarte
Gláucia Marconato
Alexandre Specht
Mirna M. Casagrande



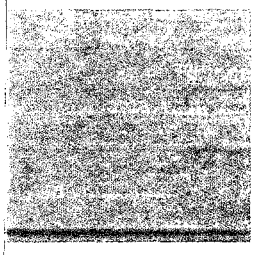
Papilionidae: *Protesilaus glaucolaus*



Nymphalidae: *Morpho epistrophus*

Hedylidae: *Macrosoma bahiata*

Saturniidae: *Copiopteryx semiramis*



LEPIDOPTERA Linnaeus, 1758

Marcelo Duarte
Gláucia Marconato
Alexandre Specht
Mirna M. Casagrande

Lepidoptera: Do grego *lepis* ou *lepidos* = escamas, *pteron* = asa. O nome refere-se às asas cobertas por escamas.

Diagnose. São holometábolos ou endopterigotos. Adultos variam de 1 a 100 mm de comprimento, com envergadura alar de aproximadamente 2 a 300 mm. Dois pares de asas membranosas, corpo e demais apêndices densamente cobertos por escamas. Peças bucais do tipo sugador; probóscide (gáleas modificadas) geralmente desenvolvida, raramente com peças bucais mastigadoras na fase adulta.

Introdução. A Ordem Lepidoptera inclui as mariposas e borboletas. Estimativas sobre a diversidade dos lepidópteros em geral expressam números muito aquém da realidade. Acredita-se que, com uma intensificação de inventários faunísticos e revisões taxonômicas de famílias pouco estudadas, é possível que se encontre algo em torno de 500 mil espécies de Lepidoptera em todo mundo (Gaston 1991). Essa estimativa demonstra o quanto se desconhece sobre um dos principais grupos de insetos que, reconhecidamente, auxiliam na manutenção de vários ecossistemas. No Brasil, são conhecidas quase 26 mil espécies de lepidópteros, quase metade das espécies da região Neotropical (Heppner 1991); são estimadas entre 60 e 80 mil espécies para o país. Das 124 famílias reconhecidas por Heppner (1998), 71 ocorrem no Brasil.

Os fósseis mais antigos conhecidos de Lepidoptera têm aproximadamente 50 milhões de anos e incluem formas muito semelhantes a alguns grupos recentes. Atualmente, sabe-se que o aparecimento dos primeiros lepidópteros ocorreu há mais tempo, no início do período Jurássico, quando já existiam grupos distintos de angiospermas (Kristensen & Skalski 1998). A maior diversificação parece ter ocorrido no Cretáceo Inferior (100 a 130 milhões de anos atrás), junto com as principais radiações de plantas com flores (Kristensen & Skalski 1998). Cabe salientar que a coevolução de Lepidoptera com suas plantas hospedeiras (cladogênese paralela) ainda é um tema bastante controverso (Miller 1987; Kristensen & Skalski 1998), o que se deve em grande parte ao reduzido número de estudos filogenéticos, tanto para Lepidoptera quanto para os grupos vegetais.

As principais publicações sobre os lepidópteros do Brasil restringem-se às obras de Costa Lima (1945, 1949). Este capítulo apresenta informações atualizadas sobre a ordem, principalmente com relação a sua classificação.

Morfologia (adultos). A cabeça consiste em uma cápsula subglobular hipognata, formada por poucos escleritos. O maior deles está na região anterior e corresponde ao frontoclípeo (=área frontal) (Figs. 37.1-2), de forma quadrangular ou subtriangular, delimitado lateralmente pela sutura laterofacial (= sutura laterofrontal ou ocular), desde a base das antenas até as suturas subgenais. Entre as antenas, estão as suturas transfrontal (= sutura frontal) e epicranial na linha médio-dorsal da cabeça; em algumas espécies, a fronte e o clípeo estão distintamente separados pela sutura clipeal. Em geral, as bases das antenas são separadas pelo vértice. Em algumas espécies, na porção inferior do esclerito fronto-clipeal e junto às suturas subgenais estão os rudimentos mandibulares. Com exceção dos olhos, toda a superfície da cabeça é revestida por escamas, algumas distintamente alongadas e, por vezes, formam tufos no vértice e no frontoclípeo (Fig. 37.45); entretanto, na maioria não formam tufos eriçados.

Olhos compostos (Fig. 37.2) subglobulares, glabros ou cerdosos, com o maior diâmetro geralmente se estendendo dorso-ventralmente. Área paraocular (= esclerito ocular) separa os olhos do frontoclípeo; dorsalmente essa área termina na base da antena e ventralmente na região da subgena. Cada olho composto é formado por inúmeras facetas hexagonais denominadas omatídios. Em alguns grupos, há um par de ocelos, posteriormente à antena e relativamente próximo à margem lateral de cada olho composto. A perda do ocelo mediano é considerada uma autapomorfia da ordem. Alguns autores afirmam que os ocelos laterais estão presentes em todos lepidópteros, mas que, em alguns táxons, como os esfingídeos, saturniídeos e todas as borboletas, não são visíveis externamente, e somente com estudos histológicos é possível reconhecer os componentes internos dos ocelos. Nessa mesma região da cabeça, às vezes, são encontrados os órgãos sensoriais de Jordan (= quetosemas), um de cada lado, facilmente distinguíveis pela

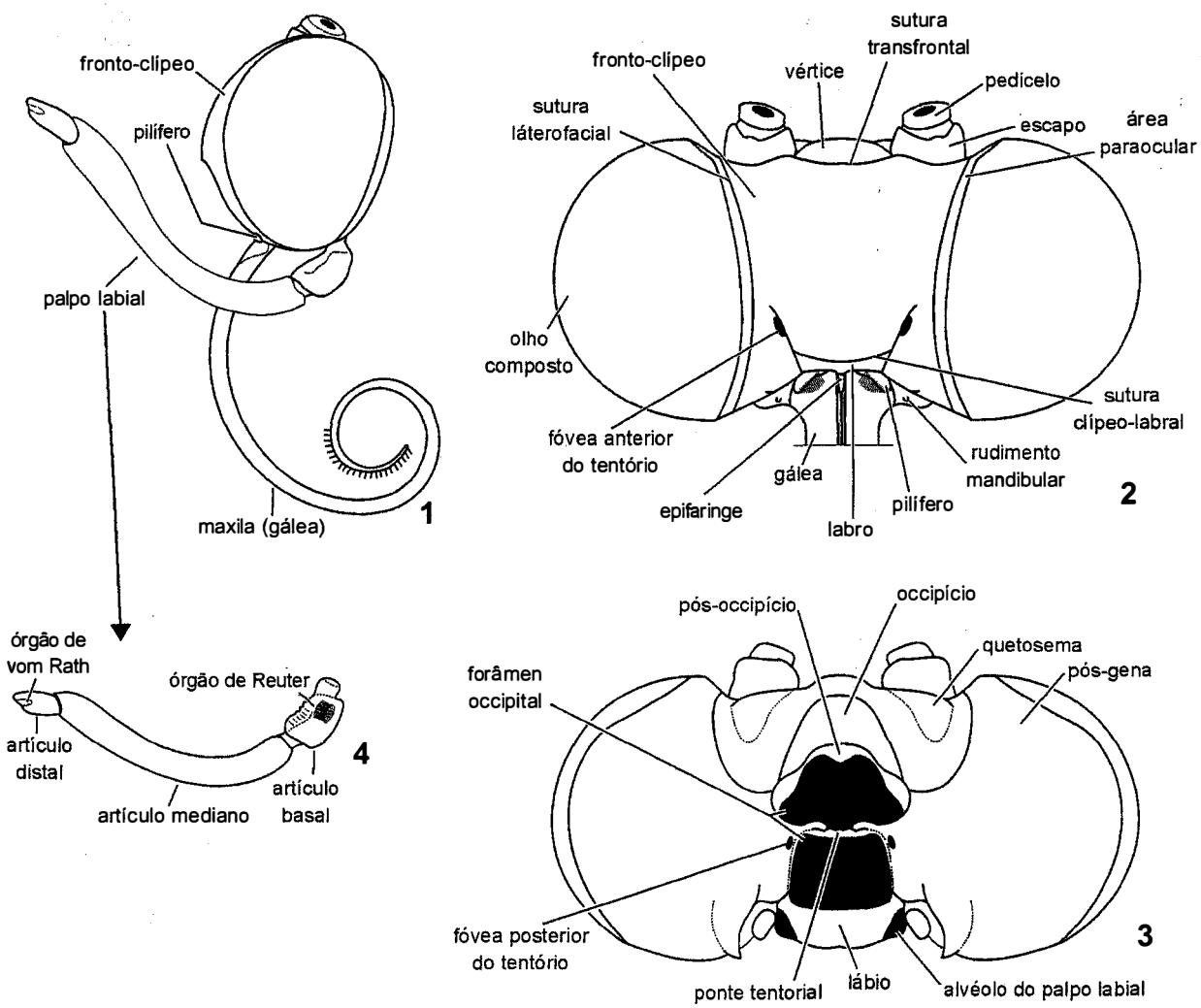
presença exclusiva de escamas alongadas (Figs. 37.3, 46).

Na face posterior (Fig. 37.3), o forâmen occipital é dividido pela ponte tentorial, originando dois foramens. O forâmen superior tem diferentes formas – oval, retangular, trapezoidal e triangular são alguns exemplos; está delimitado dorsalmente pelo pós-occipício, lateralmente pela pós-gena e ventralmente pela ponte tentorial. O forâmen inferior tem a ponte tentorial, como limite dorsal, lateralmente a pós-gena e ventralmente a epifaringe; em geral, tem formato triangular ou retangular. Nas extremidades do bordo superior da ponte tentorial, encontram-se os côndilos occipitais, como duas estruturas proeminentes e semicirculares, onde se articulam os escleritos cervicais; no bordo inferior, estão as fóveas posteriores do tentório, opostamente marcadas pelas fóveas anteriores.

A face ventral da cabeça é caracterizada por uma acentuada depressão, a fossa proboscidial, onde se alojam o lábio, no centro, e as maxilas, lateralmente (Fig. 37.1).

Em geral, a antena é longa, mas raramente excede o comprimento do corpo, como nos machos de Adelidae, tendo até três vezes o comprimento do corpo. A antena é formada por inúmeros antenômeros, com formas e tamanhos que podem variar entre os sexos de uma mesma espécie. O escapo é globular e robusto, às vezes com uma fileira de cerdas piliformes denominada pécten; o pedicelo é anelar e pouco variável. O flagelo é formado por vários flagelômeros, que podem ser filiformes, clavados ou pectinados (uni, bi, tri ou quadripectinado) (Figs. 37.5-10), e geralmente costumam ter inúmeros sensores que funcionam como quimio, mecano e/ou termorreceptores.

As peças bucais são do tipo sugador, com maxilas modificadas e relativamente alongadas, gáleas semitubulares e distintamente unidas, formando um órgão tubuliforme denominado probóscide ou espirotromba. A probóscide (Fig. 37.1) teve origem única na história evolutiva dos lepidópteros e seu desenvolvimento ocorreu a partir de ancestrais com peças bucais mastigadoras, como as que ainda são encontradas em Micropterigidae, Agathiphagidae e Heterobathmiidae, grupos que não ocorrem no Brasil. O palpo maxilar e o labial podem variar em tamanho e em número de palpômeros; ambos, no entanto, costumam ter uma densa cobertura de escamas. O palpo maxilar está ausente em mais de 90% dos lepidópteros, mas, quando presente, é curto, no máximo com cinco palpômeros; o labial geralmente é bem desenvolvido, constituído de três



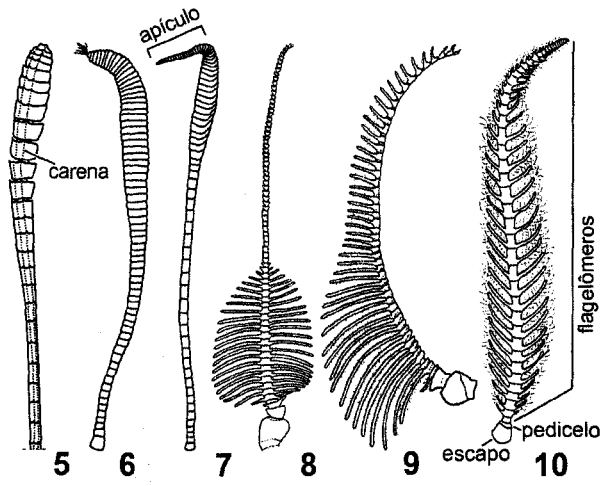
Figuras 37.1-4. Morfologia externa da cabeça e apêndices, Nymphalidae. **1**, vl; **2**, vf; **3**, vp; **4**, palpo labial, vli.

palpômeros, raramente reduzidos a um ou a dois, como em algumas espécies de Hepialidae, Zygaenidae, Papilionidae e Noctuidae. A direção – se ascendentes, porrectos ou pendentes – e a forma do palpo labial e dos órgãos sensoriais de Reuter e de vom Rath, no palpômero proximal e distal, respectivamente, além do comprimento relativo dos artículos mediano e distal, são importantes para o reconhecimento de alguns táxons (Fig. 37.4). As demais peças bucais costumam ser pouco desenvolvidas ou vestigiais. O labro é um pequeno esclerito subtriangular entre a margem inferior do frontoclípeo e a base da probóscide, com lobos laterais cerdosos e relativamente pequenos, denominados pilíferos (Fig. 37.2).

O protórax (Figs. 37.11-13) é o menor dos três segmentos torácicos, embora em alguns grupos basais ele possa ser tão desenvolvido quanto os demais segmentos. Possui um par de escleritos na porção anterior, os patágios, que em Papilionoidea, no entanto, são membranosos. Lateralmente, estão o pré-episterno e o episterno, este se projetando ventralmente até o discrime I.

O mesotórax (Figs. 37.11-13) é o maior segmento torácico. O noto, geralmente alargado na porção mediana, divide-se em pré-escuto, escudo e escutelo; carrega um par de escleritos móveis a cada lado, as tégulas, densamente revestidas de escamas, cuja função seria proteger a parte basal das asas. Para alguns autores, a tégula teria função semelhante à de um esclerito axilar, além de auxiliar no acoplamento das asas, por meio da pressão exercida sobre elas, e poderia também funcionar como sensor de ressonância do ar devido às ramificações do nervo tegular na região de maior contato com a asa anterior. Lateralmente, estão o episterno e o epímero, situados dorsal e ventralmente, respectivamente; o primeiro desses escleritos é dividido em anepisterno e catepisterno. Ventralmente está o discrime II.

O metatórax (Figs. 37.11-13) é o segundo maior segmento torácico, constituído por um escudo bastante reduzido, se comparado com o do segmento anterior. Essa redução é progressiva entre os táxons que compõem o clado Ditrysia; em Macrolepidoptera, essa redução é ainda mais acentuada pelo fato de o escutelo estar projetado anteriormente sobre o escudo. Em Noctuoidea, o metatórax constitui abrigo para os órgãos timpânicos, especificamente alojados a cada lado do respectivo segmento, entre o epímero e o posnoto, cuja função é captar as vibrações sonoras e, provavelmente, as vibrações do ar, funcionando como órgãos proprioceptivos. Os órgãos timpânicos em Noctuoidea são basicamente constituídos por um saco e uma membrana timpânica associados ao órgão cordotonal, formado por dois escolopídeos (Scoble 1995). Látero-ventralmente, o metatórax possui os mesmos escleritos que o mesotórax (Fig. 37.11).



Figuras 37.5-10. Antena. **5**, Nymphalidae; **6**, Sesiidae; **7**, Hesperiidae; **8 – 9**, Cossidae; **10**, Hedylidae.

Pernas e asas são importantes na caracterização e reconhecimento de grandes grupos. A coxa tem a forma de um cone truncado, aparentemente fundido à porção látero-ventral do tórax, na perna anterior articulada com a pleura, em geral dividida em eucoxa e mero. Trocânter pequeno, globuloso, possuindo articulação dicondílica com a coxa. O fêmur é o artículo mais robusto da perna, articulado com a tíbia, relativamente mais fina e com esporões frequentemente dispostos segundo as fórmulas 0-2-4 ou 0-2-2, porém, em alguns grupos (como Hepialidae e Dalceridae), estão completamente ausentes. A tíbia anterior geralmente é mais curta que as demais, particularmente nas borboletas Nymphalidae; além disso, possui um apêndice tipicamente laminado, a epífise (Fig. 37.14), utilizado na limpeza das antenas e da probóscide; sua ausência em algumas espécies é considerada secundária. O tarso está subdividido em, no máximo, cinco tarsômeros; essa redução parece ser secundária, já que os grupos basais possuem o número máximo. Táxons com menos de cinco tarsômeros em geral mantêm a segmentação primitiva no padrão de distribuição das escamas que o revestem. O primeiro tarsômero é sempre mais longo que os demais; o último, também denominado como distitarso, possui, na sua porção distal, um par de garras tarsais simples ou bífidas, um empódio ou arólio entre as garras e um pulvilo na lateral externa de cada garra (Fig. 37.17). Modificações em vários elementos do distitarso são comuns em alguns grupos, como, por exemplo, a redução do arólio e dos pulvilos em Papilionidae.

Lepidópteros possuem dois pares de asas membranosas, com formas e tamanhos variados. Em geral, a asa anterior é subtriangular e a posterior arredondada, menos desenvolvida que a anterior, mas ambas têm uma área proximal ao corpo denominada base, um ângulo umeral, um ápice e um ângulo anal, além das margens costal, externa e interna (Figs. 37.22-23), que podem ser retas ou curvas; às vezes, com saliências ou prolongamentos caudais na asa posterior, como os que são encontrados em Papilionidae e Lycaenidae. Nos grupos basais, como Nepticuloidea e Incurvarioidea, machos e fêmeas têm asas tipicamente lanceoladas, mais longas do que largas. As asas de Alucitoidea e Pterophoroidea são distintas pelas divisões longitudinais em tiras plumosas. Em muitas espécies, o dimorfismo sexual é acentuado principalmente com relação ao tamanho e formato das asas. Em Geometridae, há espécies cujos machos são alados, enquanto as fêmeas podem ser ápteras ou braquípteras.

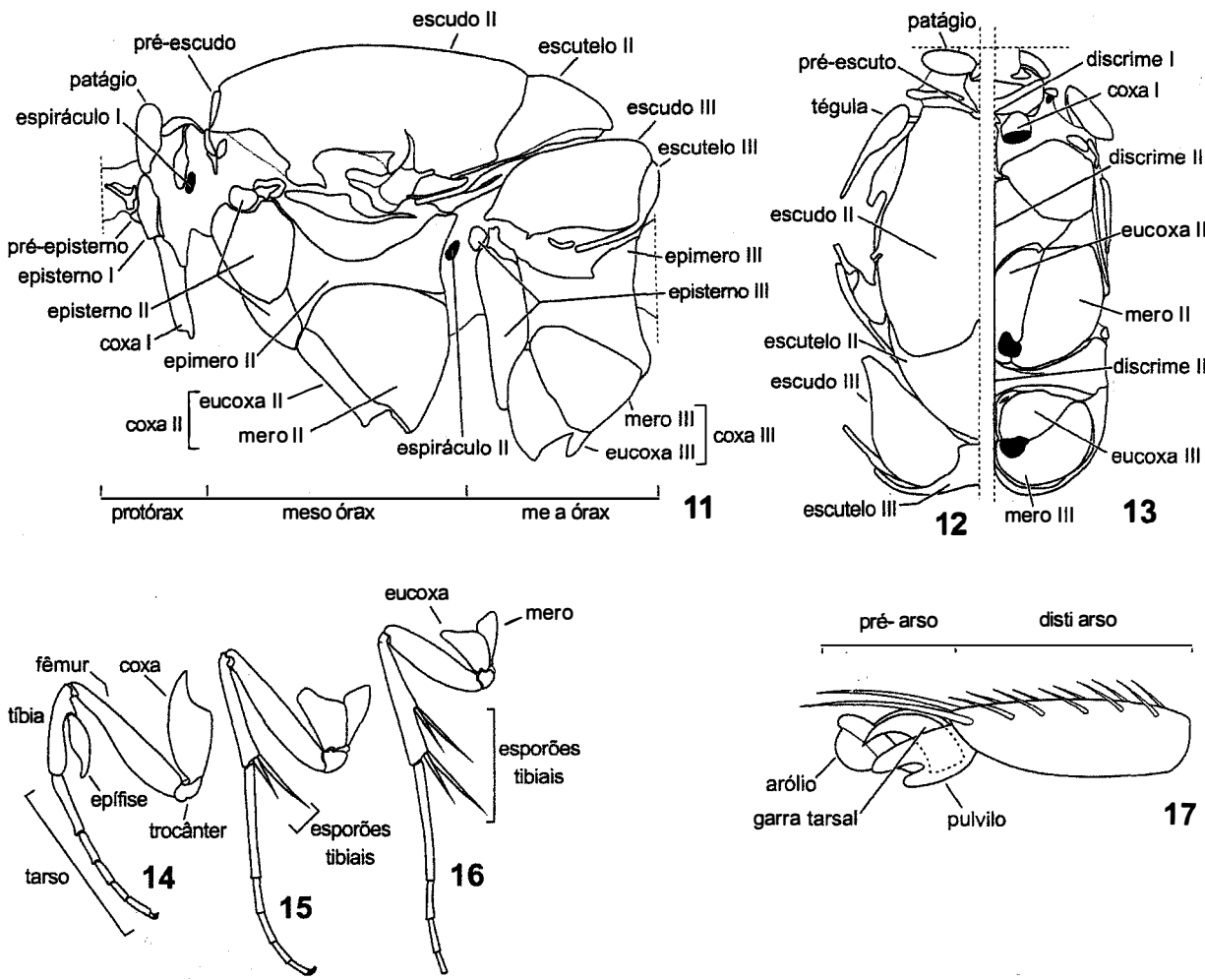
A membrana costuma ser totalmente revestida de escamas, embora sua ausência parcial seja característica de alguns grupos, como Sesiidae, Arctiinae (Noctuidae) e Danainae (Nymphalidae); nos grupos basais, além de escamas,

encontram-se cerdas em forma de espinhos (acúleos ou microtríquias).

O sistema de venação é relativamente simples, sendo constituído quase que exclusivamente de veias longitudinais, com algumas transversais, diferentemente dos grupos basais de Pterygota, em que a venação muito se assemelha àquela de Trichoptera, devido ao maior número de veias transversais.

Há dois sistemas de venação entre os lepidópteros: a homoneura e a heteroneura. No primeiro tipo (Figs. 37.18-19), as asas anterior e posterior têm praticamente as mesmas veias: Subcostal (Sc), com um ou dois ramos, Radial (R), com cinco ramos (às vezes seis), Média (M), com uma primeira bifurcação dando origem a MA e MP, a primeira, após nova bifurcação origina MA_1 (=M_1) e MA_2 (=M_2), enquanto a MP origina MP_1 (=M_3) e MP_2 (=M_4), esta ausente em Lepidoptera, Cubital Anterior (CuA), com dois ramos, Cubital Posterior (CuP), com um ramo e Anal (A), com dois ramos. Esse tipo ocorre em Micropterigoidea, Agathiphagoidea, Heterobathmioidea, Eriocranioidea, Acanthopteroctetoidea, Lophocoronoidea, Neopseustoidea, Mnesarchaeoidea e Hepialoidea. No segundo tipo (Figs. 37.20-23), a asa posterior tem menor número de veias que a asa anterior, resultando em um sistema diferente. Ocorre nas demais superfamílias (clado Heteroneura). Nesse tipo de venação, há uma veia Radial com cinco ramos na asa anterior, um setor não ramificado (RP) na asa posterior, sendo que a primeira radial (RA ou R_1) geralmente funde-se a Sc; além disso, a porção basal de M é vestigial ou ausente, delimitando uma ampla célula no centro de ambas as asas, à qual se dá o nome de célula discal, de onde partem as radiais e cubitais; na parte distal da célula discal, estão as veias transversais discocelular superior (dcs ou r-m), discocelular mediana (dcm ou ma-ma) e discocelular inferior (dci ou ma-mp) (Fig. 37.22); na presença destas, diz-se que a célula é fechada, ou aberta, na ausência delas. Além dessas veias transversais, há também uma veia umeral, localizada no ângulo umeral, entre a margem costal e a Sc.

Nos grupos com venação heteroneura, as veias podem estar fundidas de várias formas. A Sc da asa anterior origina-se independentemente da célula discal, logo abaixo da margem costal. Diferentemente, os ramos da R originam-se na célula discal, no limite superior ou no ângulo superior dessa célula; dependendo do grupo, terminam em diferentes pontos da margem costal, do ápice e da margem externa. Quando dois ou mais ramos da R estão fundidos além da origem na célula discal e possuem um pedúnculo comum, diz-se que essas veias são pedunculadas. Em algumas espécies,

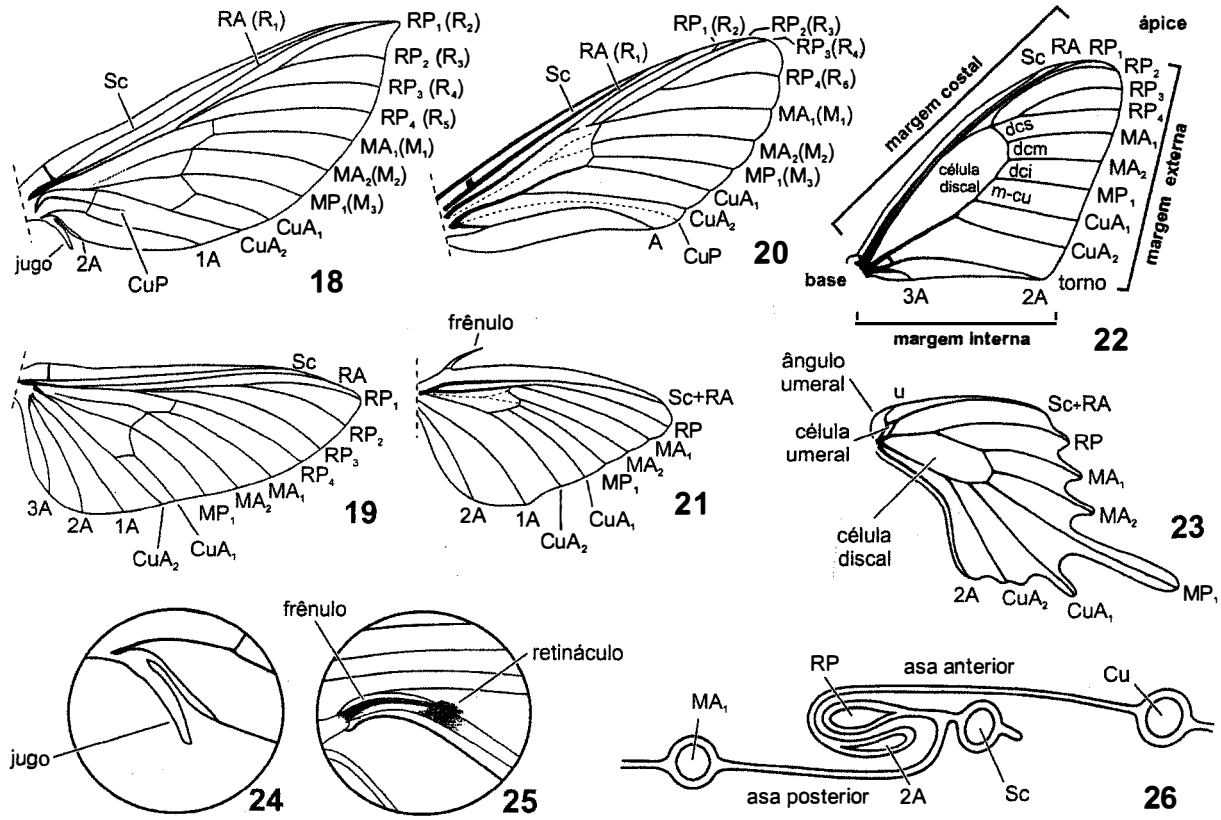


Figuras 37.11-17. Morfologia externa do tórax e apêndices, Nymphalidae. **11**, vista lateral; **12**, vista dorsal; **13**, vista ventral; **14–17**, pernas; **14**, protorácica; **15**, mesotorácica; **16**, metatorácica; **17**, distitarso.

as radiais, mesmo depois de separadas, voltam a se fundir, formando as células acessórias, como as encontradas nos geometrídeos. Os três ramos da veia M geralmente partem da extremidade distal da célula discal; no entanto, MA_1 (=M_1) às vezes compartilha do mesmo pedúnculo que RP_4 (=R_5), como ocorre em muitos lasiocampídeos. A origem de MA_2 (=M2) também é importante para separação de alguns grupos: quando sua origem está no meio ou acima da extremidade distal da célula discal, a veia CuA, que delimita a porção inferior dessa célula, parece trirramificada, como na maioria dos lepidópteros; quando MA_2 (=M_2) está mais próxima de MP_1 (=M_3) do que de MA_1 (=M_1), então a CuA parece ter quatro ramos, como nos castniídeos.

Com relação à venação da asa posterior, os caracteres utilizados na identificação dos grandes grupos referem-se à fusão entre o número de anais e o grau de desenvolvimento da CuP, isto é, quando presente, ela pode ser completa ou incompleta (em alguns trabalhos é indicada como sendo 1A de Comstock 1918). Em Bombycidae, por exemplo, a R está separada de Sc na base da asa e RA (=R_1) surge como uma veia transversal entre RP (=Rs) e Sc, originando-se a partir da célula discal. Contudo, na maioria dos lepidópteros, RA (=R_1) está fundida à Sc, daí a indicação Sc + RA (=Sc + R_1) nas ilustrações. Em muitas espécies, Sc e RA (=Sc e R_1) estão fundidas na base ou fundem-se em algum ponto ao longo do limite superior da célula discal, típico dos noctuídeos.

O acoplamento das asas é feito de três maneiras. Em alguns grupos basais (como Micropterigoidea, Mnesarchaeoidea e Hepialoidea), há um prolongamento basal, o lobo jugal ou jugo, na margem interna da asa anterior (Figs. 37.18, 24); nele se encaixa a porção costal da asa posterior. Em Micropterigoidea, o acoplamento é reforçado pelas cerdas do ângulo umeral da asa posterior, que passam sob a asa anterior, alojando-se no lobo jugal. O segundo tipo compreende um frênulo e um retináculo (Figs. 37.21, 25). Ocorre na maioria dos lepidópteros com venação heteroneura e em muitos com venação homoneura, já estando presente em Acanthopteroctetoidea. Pode ter uma ou mais cerdas situadas no ângulo umeral da asa posterior. Nos machos, é formado por uma cerda, distintamente forte; nas fêmeas, por duas ou mais cerdas, embora em algumas famílias (como Sesiidae) possa ter uma cerda que geralmente é menos desenvolvida que a do macho. O retináculo é formado por um tufo de cerdas ou uma dobra na membrana ventral da asa anterior (Fig. 37.26), quase sempre localizada na base da veia Sc. O terceiro tipo de acoplamento, conhecido como amplexiforme, é encontrado nos grupos basais de Macrolepidoptera — Mimallonoidea, Lasiocampoidea e Bombycoidea (exceto Sphingidae) — e em todos Rhopalocera, exceto em Hedylidae e nos machos de *Euschemon* Doubleday (Hesperiidae). Este sistema é desprovido de prolongamento e cerdas para manter as asas acopladas e se caracteriza pela pressão do ângulo umeral,



Figuras 37.18-26. Venação e tipos de acoplamento de asas. **18–19**, asas anterior e posterior, venação homoneura, Hepialidae; **20–21**, asas anterior e posterior, venação heteroneura, Sphingidae; **22–23**, Asas anterior e posterior, venação heteroneura, Papilionidae; **24–26**, Acoplamentos alares; **24**, Hepialidae; **25**, Sphingidae; **26**, dobras alares, Sesiidae. Para acoplamento amplexiforme vide figuras 22–23. Fig. 26 modificado de Heppner & Duckworth (1981).

geralmente expandido, sob a porção basal da asa anterior (Figs. 37.22-23).

O abdômen tem a forma de um cilindro alongado, composto de dez segmentos. Nos machos, os dois últimos segmentos modificaram-se para formar a genitália; nas fêmeas, a modificação ocorreu nos três últimos segmentos.

Os espiráculos estão presentes do primeiro ao oitavo segmento, às vezes ausentes neste último. Nas fêmeas, entre o oitavo e o nono segmento, em geral, se notam tufos densos de cerdas piliformes, cuja função primária é auxiliar na dispersão de feromônios produzidos pelas respectivas glândulas encontradas no tegumento. Tufos semelhantes podem ser encontrados nos machos, principalmente na base ou no final do abdômen.

Os segmentos abdominais proximais e os distais possuem modificações importantes relacionadas à articulação com o tórax, ao desenvolvimento de órgãos timpânicos em alguns grupos de mariposas e à formação das genitálias masculina e feminina. Entre as modificações mais evidentes ocorridas na região anterior, está o desaparecimento do primeiro esterno em Heteroneura. Em Ditrysia, o desenvolvimento de um par de apódemas na margem anterior do segundo esterno e de um par de vênulas (estrias esternais bastante esclerosadas) no mesmo segmento (Fig. 37.37) podem ter contribuído de alguma forma para o sucesso adaptativo desse clado.

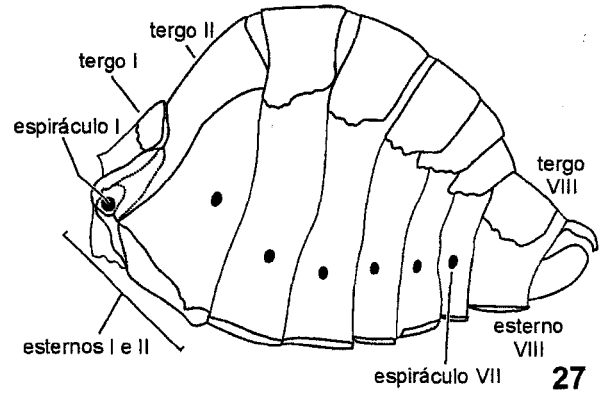
A genitália masculina (Fig. 37.28) é bastante variável. O tergo IX ou tegume geralmente é desenvolvido, com formato subtriangular ou trapezoidal; o tergo X ou unco é variável quanto ao formato, podendo ser vestigial ou ausente em alguns grupos; sob ele, está alojado o tubo anal, que pode estar associado a uma placa dorsal, o escáfio, e a uma placa ventral, o subescáfio.

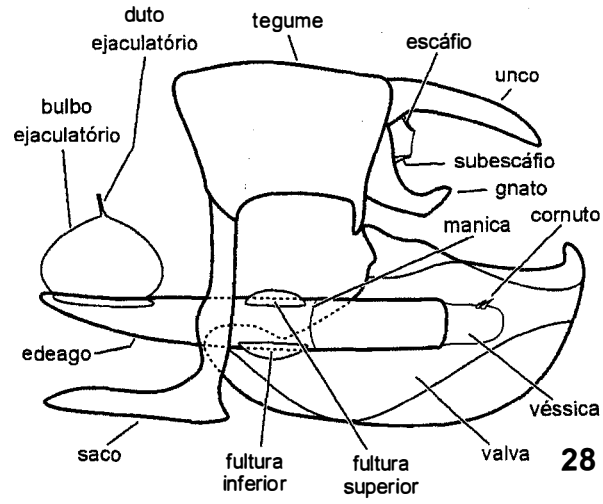
O esterno IX ou saco tem forma de "U". Seus braços dorsais unem-se aos braços ventrais do tergo IX (tegume), formando com este um anel muito esclerosado; esse esclerito também pode ter uma projeção mediana anterior denominada projeção anterior do saco, algumas vezes atingindo a proximidade do metatórax; posteriormente, articula-se com duas estruturas achatadas médio-lateralmente, as valvas, derivadas dos lobos fálicos primários, assim como o falo ou pênis. Cada lobo divide-se em um parâmero (parte externa) e um mesômero (parte interna). Os parâmeros deram origem às valvas, consideradas, por alguns autores, como estruturas homólogas aos telepoditos (ver Snodgrass 1935), com formas que variam da mais simples à mais complexa, consistindo de um número variável de partes ou regiões. Entre as mais facilmente observadas, estão a costa, a ampula, o cuculo, a válvula, a harpe e o sáculo. A fusão dos mesômeros deu origem a um tubo quitinizado, às vezes membranoso, como em Hepialidae, com ápice invaginado, denominado de endofalo ou vesica, que se comunica internamente com a porção caudal do duto ejaculatório. A vesica é uma membrana eversível, algumas vezes com um ou mais espinhos (os cornutos), que, durante a cópula, atuam prendendo o edeago na bolsa copuladora das fêmeas.

O esterno X ou gnato articula-se à porção inferior do tegume, podendo ser simples, bífido, modificado de outra forma ou mesmo ausente.

A porção posterior do abdômen é fechada por uma membrana, o diafragma, possivelmente derivada da membrana intersegmentar dos segmentos abdominais IX e X. No centro do diafragma, observa-se um forâmen com cone eversível, o anel, constituído de uma bainha formada por duas membranas, por onde passa o pênis, e somente a membrana mais interna recebe nome (manica). Alguns autores reconhecem duas regiões no diafragma com relação à posição do anel: uma dorsal e outra ventral, em muitos casos sem limites claros, diferentemente dos escleritos que se alojam nessas regiões, a fultura superior e a fultura inferior.

A genitália feminina (Fig. 37.31) é igualmente variável, principalmente com relação ao arranjo interno de suas estruturas e à comunicação com o meio externo. Três tipos diferentes de sistemas relativamente simples podem ser distinguidos: 1. Sistemas sem abertura genital. A comunicação com o exterior é feita exclusivamente pela cloaca e pelo ânus (Fig. 37.29)— ocorre em Micropterigidae, a família mais basal de Lepidoptera. 2. Sistemas com uma ou duas aberturas genitais, sempre posteriores ou pósterodorsais ao esterno VIII e muito próximas ao ânus. Ocorre nos demais clados, exceto Tineoidea+. Em Eriocranioidea, Nepticuloidea e Incurvarioidea, existe uma abertura genital e esta é apenas para cópula; a oviposição, nesse caso, é





Figuras 37.27-28. Morfologia externa generalizada, vl. **27**, abdômen; **28**, genitália masculina.

feita pela cloaca e pelo ânus. Em Hepialoidea, existem duas aberturas genitais, uma dorsal, para oviposição, e outra, ventral, para cópula. Em alguns Hepialidae, os dutos genitais são interligados internamente por um pequeno duto, pelo qual passam os espermatozoides para fertilização dos ovos; nas espécies desprovidas dessa conexão, os espermatozoides são transferidos diretamente da abertura de cópula para a abertura de oviposição por um sulco relativamente profundo (Fig. 37.30). 3. Sistemas com duas aberturas genitais amplamente separadas: uma nos segmentos IX+X, próxima ao ânus, que é a abertura de oviposição; a outra, correspondendo à abertura de cópula, no esterno VIII, em casos raros, pode deslocar-se para o centro do esterno VII (Fig. 37.31). Ocorre no clado Ditrysia, onde estão 99% dos lepidópteros conhecidos.

Circundando o óstio da bolsa e o seio vaginal, nota-se um grande número de estruturas complexas, para as quais alguns autores empregam o termo esterigma ou placa genital e, em trabalhos mais recentes, outros termos têm sido utilizados para nomear partes dessa placa, como lamela antevaginal para a porção ântero-ventral do óstio e lamela pós-vaginal para a porção póstero-dorsal.

Os tergos VIII e IX+X possuem um par de apódemas ântero-laterais, que normalmente são alongados e denominados apófises anteriores no tergo VIII, e apófises posteriores, no tergo IX+X; no entanto, em algumas espécies, estão ausentes ou então podem ter um par ou ainda podem ser vestigiais. A porção final do abdômen é formada por um par de papilas anais, possivelmente derivadas dos tergos IX ou X, ou de ambos. Compreendem dois lobos relativamente flexíveis com inúmeras cerdas piliformes, entre os quais estão alojados o ânus e o oviporo.

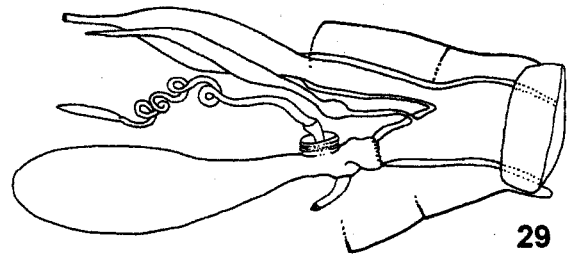
Imaturos. Têm características morfológicas e hábitos distintos entre si, mas que, ao mesmo tempo, podem ser comuns a um indivíduo ao longo de sua existência.

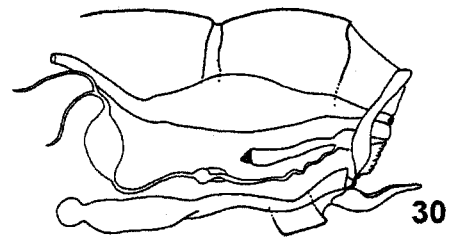
O primeiro estágio de um lepidóptero é o ovo, que geralmente dura poucos dias – o tempo necessário para o desenvolvimento do embrião até o estágio de larva. Em algumas espécies, pode ocorrer diapausa nesse estágio, o que invariavelmente leva a um prolongamento, de dias a meses, no ciclo de vida.

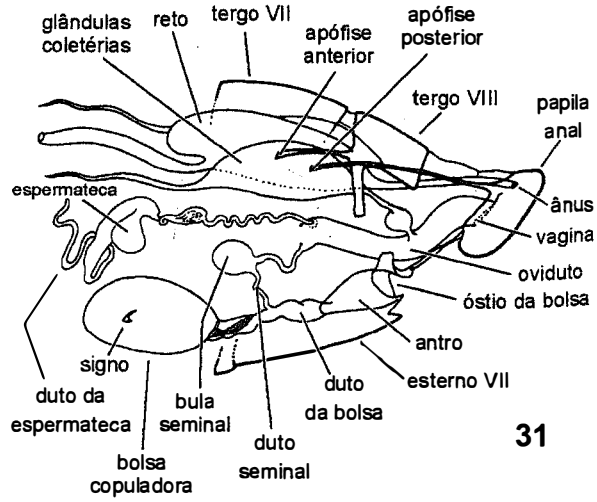
Ovos variam em forma, tamanho e coloração. Costumam ser cuidadosamente postos um a um ou em grupos em folhas (faces abaxial e adaxial), flores, galhos e troncos; em alguns grupos, as fêmeas ovipositam durante o voo, seus ovos são literalmente largados sobre o substrato. O formato varia entre os mais diversos: esférico, hemisférico, elipsoide, fusiforme, achatado e cuboide. A textura do córion pode ser lisa, rugosa ou pontuada e, quanto à ornamentação, é comum ocorrerem estrias longitudinais ou reticulações. A região da micrópila (orifício do córion onde ocorre a fecundação) possui um padrão de estrias axiais e concêntricas, bastante úteis na taxonomia. A coloração do ovo também varia entre as espécies e não ao longo do tempo — quando recém-posto, a coloração difere daquela próxima à emergência da larva e, durante o desenvolvimento embrionário, além da alteração da coloração geral, pode ocorrer o aparecimento de manchas conspícuas de coloração avermelhada ou castanha.

Do ovo, emerge uma larva com alguns milímetros de comprimento. O estágio larval constitui a fase de crescimento e, para tal, normalmente as larvas passam por três a sete ecdises, contando com quatro a oito ínstares. Geralmente, são fitófagas e sua atividade de herbivoria tem papel ecológico importante em seus ecossistemas.

As larvas das borboletas e mariposas geralmente são do tipo eruciforme. O corpo tem formato cilíndrico, coberto ou não por espinhos ou cerdas que, em alguns grupos, são extremamente urticantes, como as que são encontradas em *Lonomia obliqua* Walker (Saturniidae), por exemplo. Os casos de erucismo envolvendo essa espécie estão entre os mais citados na literatura especializada (Specht *et al.* 2008). As cerdas e os espinhos encontrados no corpo das larvas recebem nomes específicos, dependendo do formato







Figuras 37.29-31. Morfologia interna generalizada de segmentos abdominais da fêmea, com ênfase na genitália, vl. **29**, Monotrysia; **30**, Exoporia; **31**, Ditrysia.

e tamanho (por exemplo, pináculo, calaza, escolo e verruga — Dias 2006).

Na cabeça das larvas, o epicrânio é dividido pela sutura epicranial, podendo ser lisa ou ter escolos e espinhos; sua coloração e textura são variáveis. As larvas são mastigadoras e, portanto, suas peças bucais, particularmente as mandíbulas, estão adaptadas à raspagem e ao corte de tecido vegetal e animal. Atrás das mandíbulas, estão as maxilas e os palpos maxilares e, entre estes, a fiandeira, por onde saem os fios de seda que as larvas tecem para orientação no substrato, confecção de abrigos entre folhas e de casulos, como é o caso do bicho-da-seda, dentro dos quais as larvas empupam.

O tórax tem três segmentos — protórax (T1), mesotórax (T2) e metatórax (T3) —, cada um com um par de pernas articuladas. O primeiro segmento distingue-se dos demais principalmente pela presença de um par de espiráculos, um de cada lado, e de uma placa dorsal muito esclerosada, a placa pronotal.

O abdômen é constituído de dez segmentos (A1-A10), mas somente os oito primeiros possuem um par de espiráculos cada. Na maioria das famílias, os segmentos A3-A6 e A10 são ainda caracterizados pela presença de um par de pernas abdominais (ou larvópodes) cada; há famílias (como Geometridae) com número reduzido de larvópodes, que, alguma vezes, estão modificados em estruturas semelhantes a ventosas. Na extremidade de cada larvópode, há espinhos em forma de ganchos cuja disposição é muito importante para a taxonomia dos grupos. Os larvópodes do último segmento abdominal são denominados larvópodes anais; são parcialmente recobertos por uma placa dorsal, a placa anal, que em muitos grupos é distintamente ornamentada. O estudo do arranjo, número e tipos de cerdas, pontuações e estruturas presentes no corpo de uma larva, especialmente a de primeiro ínstar, é ferramenta básica para identificação das larvas de diferentes lepidópteros. As cerdas são classificadas basicamente em primárias e secundárias; as primárias estão presentes do primeiro ao último ínstar e geralmente têm distribuição definida, diferentemente das secundárias, que estão ausentes no primeiro ínstar e não têm distribuição definida. Por esse motivo, o estudo das cerdas normalmente restringe-se à larva de primeiro ínstar.

No final do último ínstar, a larva vai perdendo mobilidade e seu corpo torna-se intumescido. Nas espécies cujas pupas ficam protegidas em casulos, é neste período que eles são confeccionados e, em seguida, ao trocar de cutícula, dá-se a formação da pupa ou crisálida. Pupa é o estágio de transformação propriamente dito. As estruturas larvais são absorvidas por histólise, restando apenas os brotos imaginais que se diferenciam formando os tecidos do adulto. Nesse estágio, também pode ocorrer diapausa.

Pupas de Lepidoptera, em sua maioria, são do tipo adéctica (com mandíbulas não-funcionais) e obtecta (apêndices colados ao corpo). As pupas podem ficar expostas na natureza ou protegidas dentro de casulos, normalmente encontrados na vegetação, embaixo de folhiço ou enterrados no solo. As pupas expostas podem ser do tipo suspensa ou sucinta. Denominam-se suspensas aquelas que se prendem ao substrato pelo cremáster, mantendo-se penduradas de cabeça para baixo. Sucintas, fixam-se ao substrato por meio de uma cinta de seda, passando sobre o tórax; o cremáster está presente, mas, diferentemente das pupas suspensas, a cabeça fica voltada para cima.

A pupa tem um tegumento bastante esclerosado que a protege contra alguns predadores e contra dessecação; às vezes, é possível visualizar por transparência várias estruturas em formação, como, por exemplo, os olhos, antenas, probóscide e asas. Os segmentos torácicos são visíveis apenas dorsalmente, assim como os primeiros segmentos abdominais; ventralmente, eles estão total ou parcialmente encobertos pelas tecas alares. Em algumas pupas, os últimos segmentos podem ser móveis e possuir sulcos que marcam os futuros orifícios do ânus e das genitálias masculina ou feminina, possibilitando a identificação do sexo antes mesmo da emergência do adulto. As ornamentações presentes nos olhos, espiráculos, tecas alares e cremáster são de reconhecida importância taxonômica.

Informações complementares sobre a morfologia dos estágios imaturos estão disponíveis em Dias (2006).

Biologia. Um dos aspectos peculiares da biologia dos lepidópteros é o fato de os hábitos alimentares dos adultos serem distintos daqueles das larvas, já que estas possuem peças bucais mastigadoras, diferentemente dos adultos, que são sugadores. As larvas, em geral, são herbívoras enquanto que os adultos se alimentam de néctar e pólen e, nesses casos, são polinizadores; há também os que se alimentam de líquidos de frutos fermentados (frugívoros), os que visitam excretas animais ou resinas vegetais (detritívoros) e os que se alimentam de sangue (hematófagos). Em vários grupos, especialmente entre as mariposas, os adultos não se alimentam e passam a vida adulta consumindo as reservas de energia acumuladas durante o estágio larval. Esses adultos geralmente têm o ciclo de vida mais curto que os que se alimentam. Os hábitos alimentares têm implicações diretas na ecologia desses insetos, regulando, por exemplo, a estratégia reprodutiva dos adultos, o hábito alimentar das larvas (monofagia *vs*. polifagia), a quantidade de ovos viáveis produzidos pelas fêmeas, a aprendizagem, a migração e a velocidade do voo.

Em geral, os lepidópteros adaptam-se às condições locais de clima e vegetação. Dependendo das condições climáticas, que normalmente determinam se as espécies devem ou não entrar em diapausa, e da oferta limitada ou não da planta alimentícia, os lepidópteros podem ter uma, duas ou mais gerações ao longo do ano, sendo caracterizados como espécies uni, bi ou multivoltinas, respectivamente. As espécies univoltinas são previsíveis quanto à melhor época para serem encontradas em campo, seja como imaturos ou como adultos, pois o ciclo de vida é repetido na mesma época anualmente.

São inúmeras as relações ecológicas dos lepidópteros com outros grupos de organismos e estão envolvidos em diferentes teias alimentares. Como herbívoros, participam no controle de várias espécies de plantas. Com o consumo da biomassa vegetal, participam ativamente na ciclagem de nutrientes em diferentes ecossistemas. Podem ainda ser predados ou parasitados nos estágios de ovo, larva, pupa e adulto. Alguns micro-himenópteros parasitoides desenvolvem todo seu ciclo de vida dentro dos ovos de vários grupos de

mariposas ou borboletas. O estágio larval é o período em que os lepidópteros estão mais vulneráveis à predação e ao parasitismo. A maioria das espécies é parasitada por vespas ou moscas e predada por vespas, aves, aranhas, répteis e outros animais. As pupas podem ser parasitadas e/ou predadas pelos mesmos animais citados anteriormente. Os adultos costumam ser predados por outros insetos, como libélulas, moscas, louva-a-deus e também por aves, aranhas, anfíbios, morcegos e outros pequenos mamíferos.

Lepidópteros são dotados de estruturas e estratégias de defesa contra seus inimigos naturais. Uma das estratégias mais peculiares é o uso de aleloquímicos tóxicos sequestrados das plantas hospedeiras pelas larvas e pelos adultos. A advertência dessa toxicidade normalmente é estabelecida pelo padrão de coloração aposemática.

Outra estratégia de defesa relativamente comum em vários grupos de mariposas e borboletas é a camuflagem. Na natureza, muitas espécies passam despercebidas aos predadores graças aos aspectos crípticos que as deixam indistintas sobre o substrato em que vivem. Larvas e pupas de alguns geometrídeos e papilionídeos, por exemplo, imitam pequenos galhos; pupas e adultos de alguns ninfalídeos imitam folhas verdes ou secas; algumas mariposas camuflam-se em cascas de árvores, imitando o padrão de líquens e musgos, como observado em alguns esfingídeos e em tantos outros grupos, que durante o dia repousam em troncos, pedras e embaixo de folhas.

Os lepidópteros que se defendem por meio de cores aposemáticas em geral formam anéis miméticos relativamente complexos e, dependendo da estratégia que utilizam, podem ser classificados como miméticos müllerianos ou batesianos. No primeiro caso, as espécies miméticas são impalatáveis e aposemáticas em diferentes graus de intensidade em relação ao modelo. Esse fenômeno parece vantajoso quando a densidade dos mímicos tende a reforçar a imagem de advertência aprendida pelo predador. No segundo caso, as espécies miméticas são palatáveis, mas seu modelo não. Se o predador teve uma experiência prévia desagradável com o modelo, dificilmente os mímicos serão atacados pelo mesmo predador em outras situações. Entretanto, o sucesso do mimetismo batesiano como estratégia de sobrevivência depende da densidade dos mímicos palatáveis, pois se ela ultrapassa a do modelo impalatável, torna-se mais provável a perda da imagem aposemática pelo predador.

Muitas vezes, a evolução de vários grupos caminhou no sentido de munir uma mesma espécie com diferentes estratégias de defesa, como, por exemplo, uma espécie pode ser críptica em repouso, com a face (dorsal ou ventral) com um padrão disruptivo e a outra face com cores aposemáticas ou ocelos grandes, que simulam olhos de vertebrados. Em borboletas, as cores aposemáticas da face dorsal, que não ficam expostas em repouso, podem estar ligadas ao reconhecimento intraespecífico e à seleção de parceiros para reprodução, principalmente nas espécies em que há dimorfismo sexual.

A iridescência das escamas em Lepidoptera está diretamente associada aos fenômenos de camuflagem e advertência, à reprodução e ao reconhecimento intraespecífico. É um fenômeno físico que confere cor e brilho a algumas espécies, como é o caso das borboletas *Morpho* Fabricius (Nymphalidae) e das mariposas Uraniidae. Muitos lepidópteros também utilizam a coloração e a iridescência para estabelecer e defender seus territórios; esse comportamento é bastante comum entre as espécies de borboletas frugívoras. Há espécies que são extremamente territorialistas, que podem realizar voos rasantes e agressivos sobre qualquer intruso que tente ocupar a área patrulhada. Algumas espécies de *Hamadryas* Hübner (Nymphalidae: Biblidinae), por exemplo, podem produzir estalidos com as asas, que servem para afugentar outros indivíduos de seu território. As estratégias de defesa podem ainda ser diferentes entre os sexos, o que faz com que um sexo, normalmente o macho, marque territórios para garantir recursos, sem que a fêmea também o faça. Os territórios podem existir apenas em determinadas épocas do ano e em diferentes estratos da mata, próximo ao chão, sobre o curso de riachos, no dossel e ainda no topo de colinas e morros dependendo da espécie.

Em muitas espécies, o patrulhamento de territórios pode estar diretamente associado à reprodução. Uma vez que as fêmeas estejam em seu território, o macho pode responder com um comportamento de corte que varia desde exibições de voo para que a fêmea o escolha, até a abordagem e subsequente perseguição em voo com acrobacias aéreas, próprias de cada espécie. Ao pousarem, se não houver rejeição da fêmea, e isto é sinalizado por uma determinada postura de corpo, o acasalamento tem seu início, podendo ainda parte dele ser completado em voo com um dos parceiros (o maior e mais forte) conduzindo o outro. Os feromônios têm papel fundamental nesse comportamento reprodutivo. Feromômios podem sinalizar aos machos a receptividade das fêmeas, estimulando-os a iniciar o comportamento de corte. Quando a população é muito dispersa na natureza, são os feromônios da fêmea que indicam ao macho sua localização mesmo a uma grande distância. Esfingídeos são capazes de esquadrinhar uma área muito grande durante a noite à procura de uma pista química de feromônio exalado por uma fêmea. Pela concentração de moléculas no ar, eles são capazes de avaliar se a fêmea está longe ou perto. Para muitas espécies, não há tempo para o comportamento de corte e a fêmea ainda emergindo da pupa emite seu feromônio reprodutivo para atrair os machos. Estes aguardam até que ela saia da pupa e o acasalamento se dá antes mesmo que as asas estiquem e sequem. Isso pode ser observado em alguns Heliconiinae, por exemplo.

O voo das borboletas e mariposas pode ser muito variado. Há espécies que voam muito suave e lentamente, como os Danainae (Nymphalidae) e os Haetaerini (Nymphalidae: Satyrinae), diferentemente dos Charaxinae (Nymphalidae) e Sphingidae, por exemplo, que têm voo rápido e forte, tanto que muitos esfingídeos são bons migradores. Alguns grupos se especializaram em fazer manobras rápidas dentro da mata para escaparem de predadores, como é o caso de saturniídeos. O voo errático de algumas espécies de Papilionidae também é uma adaptação

contra a predação. Mesmo com todas estas estratégias de defesa, há predadores especializados em caçar borboletas, como as gálbulas, aves que deixam no chão da mata, abaixo do seu posto de pouso, um acúmulo de asas que foram recusadas na refeição. As borboletas *Morpho* Fabricius estão entre suas presas preferidas.

A biologia dos lepidópteros, de forma geral, é complexa, pois diversas linhagens desenvolveram diferentes estratégias ecofisiológicas ao longo de sua evolução. No entanto, o conhecimento da biologia desses insetos pode auxiliar na compreensão de inúmeros processos (como a polinização) que, direta ou indiretamente, mantêm a sobrevivência de tantos outros organismos, entre eles, a espécie humana.

Classificação. Adotou-se aqui a classificação de Kristensen *et al.* (2007), que inclui as modificações apresentadas por diferentes autores após os livros editados por Kristensen (1998, 2003). Na atual classificação, abandona-se o uso de categorias superiores às de superfamília (subordens, infraordens, divisões, seções, subseções e séries), que constituíam uma hierarquização arbitrária com sérios entraves para a sistematização dos táxons. Além disso, era redundante o emprego de nomes para subordens com uma superfamília e uma família, como Zeugloptera, Aglossata e Heterobathmiina respectivamente para Micropterigoidea, Agathiphagoidea e Heterobathmioidea. Os táxons em categorias acima de superfamília cujo monofiletismo é reconhecido (como Glossata, Coelolepida e Myoglossata) são designados simplesmente como clados. Salienta-se que a classificação abaixo segue os princípios da sistemática filogenética, a qual preconiza que as classificações biológicas devem refletir o conhecimento atual sobre as relações de parentesco entre os táxons de maneira precisa (Amorim 2002). A utilização do sinal + para indicar um grupo inclusivo segue a proposta de Amorim (1982). O número entre parênteses indica espécies registradas ou estimadas para o Brasil.

Micropterigoidea
Micropterigidae

Agathiphagoidea
Agathiphagidae

Heterobathmioidea
Heterobathmiidae

Clado **Glossata**
(Eriocranioidea+)
Eriocranioidea
Eriocraniidae

Clado **Coelolepida**
(Acanthopteroctetoidea+)
Acanthopteroctetoidea
Acanthopteroctetidae

Lophocoronoidea
Lophocoronidae

Clado **Myoglossata**
(Neopseustoidea+)
Neopseustoidea
Neopseustidae

Clado **Neolepidoptera**
(Mnesarchaeoidea+)
Mnesarchaeoidea (Exoporia)
Mnesarchaeidae

Hepialoidea (Exoporia)
Palaeosetidae
Prototheoridae
1. Neotheoridae (1)
Anomosetidae
2. Hepialidae (100)

Clado **Heteroneura**
(Andesianoidea+)
Andesianoidea
Andesianidae

Nepticuloidea
3. Nepticulidae (2)
4. Opostegidae (19)

Clado **Eulepidoptera**
(Incurvarioidea+)
Incurvarioidea
5. Heliozelidae (10)
6. Adelidae (6)
Prodoxidae
7. Cecidosidae (2)
8. [Incurvariidae]
Crinopterygidae

Palaephatoidea
Palaephatidae

Tischerioidea
9. Tischeriidae (2)

Clado **Ditrysia** (Tineoidea+)
Tineoidea
10. Tineidae (250)
11. Eriocottidae (2)
12. Acrolophidae (40)
13. Psychidae (50)
14. Arrhenophanidae (8)
Lypusidae

Gracillarioidea
Roeslerstammiidae
Douglasiidae
15. Bucculatricidae (7)
16. Gracillariidae (70)

Yponomeutoidea
17. Heliodinidae (10)
18. Glyphipterigidae (50)
19. Acrolepiidae (5)
20. Plutellidae (10)
21. Lyonetiidae (13)
22. Yponomeutidae (55)
Ypsolophidae
Bedelliidae

Gelechioidea
23. Gelechiidae (1500)
24. Cosmopterigidae (200)
25. Xyloryctidae (10)
Chimabachidae
26. Oecophoridae (150)
27. Deoclonidae (3)
28. Coleophoridae (25)
29. Elachistidae (863)
30. Glyphidoceridae (8)
Schistonoeidae
Lecithoceridae
Batrachedridae
Autostichidae
Peleopodidae
Amphisbatidae

Clado **Apoditrysia**
(Simaethistoidea+)
Simaethistoidea
Simaethistidae

Galacticoidea
Galacticidae

Zygaenoidea
31. Zygaenidae (50)
32. Megalopygidae (100)
33. Aididae (5)
34. Dalceridae (40)
35. Epipyropidae (5)
36. Limacodidae (200)
Cyclotornidae
Himantopteridae
Anomoeotidae
Somabrachyidae
Lacturidae
Heterogynidae

Sesioidea
37. Sesiidae (150)
38. Castniidae (60)
39. Brachodidae (10)

Cossoidea
40. Cossidae (150)
Dudgeoneidae

Tortricoidea
41. Tortricidae (800)

Choreutoidea
42. Choreutidae (50)

Urodoidea
43. Urodidae (40)

Schreckensteinioidea
Schreckensteiniidae

Epermenioidea
44. Epermeniidae (31)

Alucitoidea
Tineodidae
45. Alucitidae (20)

Pterophoroidea
46. Pterophoridae (100)

Clado **Obtectomera**
(Whalleyanoidea+)
Whalleyanoidea
Whalleyanidae

Immoidea
47. Immidae (2)

Copromorphoidea
48. Copromorphidae (15)
49. Carposinidae (10)

Hyblaeoidea
50. Hyblaeidae (2)

Thyridoidea
51. Thyrididae (100)

Pyraloidea
52. Pyralidae (900)
53. Crambidae (2100)

Clado **Macrolepidoptera**
(Mimallonoidea+)
Mimallonoidea
54. Mimallonidae (100)

Lasiocampoidea
Anthelidae
55. Lasiocampidae (400)

Bombycoidea
Eupterotidae
56. Bombycidae (130)
Endromidae
Mirinidae
57. Saturniidae (380)
Carthaeidae
Lemoniidae
Brahmaeidae
58. Sphingidae (180)

Axioidea
Axiidae

Calliduloidea
Callidulidae

Hedyloidea
59. Hedylidae (37)

Hesperioidea
60. Hesperiidae (1165)

Papilionoidea
61. Papilionidae (69)
62. Pieridae (65)
63. Nymphalidae (800)
64. Riodinidae (761)
65. Lycaenidae (420)

Drepanoidea
Epicopeiidae
66. Drepanidae (3)

Geometroidea
67. Sematuridae (10)
68. Uraniidae (102)
69. Geometridae (5000)

Noctuoidea
Oenosandridae
Doidae
70. Notodontidae (850)
Micronoctuidae
71. Noctuidae (7090)

Relações filogenéticas. A hipótese mais aceita sobre a evolução das linhagens basais de Lepidoptera sugere que a primeira divisão no grupo teria dado origem aos Micropterigoidea (= subordem Zeugloptera) e à linhagem formada pelos demais representantes da ordem (Fig 37.32). Vários caracteres morfológicos não-ambíguos corroboram essa hipótese (Kristensen 1998).

Micropterigoidea e duas outras superfamílias basais, Agathiphagoidea (= subordem Aglossata) e Heterobathmioidea (= subordem Heterobathmiina), contam com uma família cada, cujos adultos em geral são diurnos e caracterizados pelas mandíbulas funcionais e gáleas simples não desenvolvidas como probóscide.

A segunda dicotomia dá-se entre Agathiphagoidea e Heterobathmioidea + Glossata (os lepidópteros com probóscide). O suporte para essa divisão inclui caracteres morfológicos distintos de larvas, pupas e adultos (Kristensen 1998). O entendimento da evolução desses táxons é de grande importância pelo fato de Heterobathmiidae ter sido a primeira linhagem de lepidópteros minadores restritos às angiospermas, particularmente de *Nothofagus* Blume (Fagaceae), gênero endêmico de regiões de clima temperado do hemisfério sul. Os adultos desses microlepidópteros supostamente alimentam-se do pólen das espécies desse gênero de planta. A biologia assemelha-se à dos Glossata basais, em especial dos Eriocraniidae, que estão distribuídos principalmente em regiões de clima temperado do hemisfério norte.

O surgimento da probóscide em Glossata foi um evento importante na história evolutiva dos lepidópteros. Com um aparelho bucal sugador e tubuliforme, esses insetos puderam utilizar uma gama maior de recursos alimentares e, com o tempo, com a adaptação morfofuncional da probóscide aos diferentes tipos de flores, pôde ser aprimorada graças a músculos distintos, que lhe garantiram maior flexibilidade (Krenn & Kristensen 2004).

O monofiletismo de Glossata é sustentado pela morfologia dos imaturos e adultos. A fitofagia é praticamente universal no clado; todas as exceções, como a detritivoria e a micofagia, parecem secundárias (Kristensen 1997), embora alguns poucos autores não descartem a hipótese de que a fitofagia possa ter surgido múltiplas vezes ao longo da evolução de Glossata (Powell *et al.* 1998). O registro fóssil mais antigo de Glossata é uma larva preservada em âmbar, do início do Cretáceo, identificada por meio de uma estrutura peculiar no grupo – a fiandeira –, que tem a função de tecer fios de seda utilizados na confecção de abrigos e casulos (Grimaldi 1996).

Glossata compreende seis grupos monofiléticos cujo relacionamento está esclarecido (Kristensen 1998). A topologia proposta na maioria dos trabalhos tem sido Eriocranioidea + (Acanthopteroctetidae + (Lophocoronidae + (Neopseustidae + (Exoporia + Heteroneura)))). Esses táxons formam três grandes linhagens – Coelolepida, Myoglossata e Neolepidoptera –, caracterizadas por eventos evolutivos que muito contribuíram para o sucesso adaptativo de Glossata. O primeiro desses eventos foi o surgimento de escamas perfuradas ou porosas em Coelolepida (Acanthopteroctetoidea+). Tradicionalmente relacionadas à termorregulação e à aerodinâmica, as perfurações nas escamas tiveram papel fundamental na diversidade de padrões de coloração, incluindo efeitos estruturais, como a iridescência.

O segundo evento importante na evolução de Glossata foi o surgimento de músculos intrínsecos (*sensu* Krenn & Mühlberger 2002) na probóscide de Myoglossata (Neopseustoidea+). Esses músculos, cujas origens e inserções estão dentro da própria probóscide, deram-lhe maior flexibilidade para melhor aproveitamento dos abundantes recursos florais disponíveis na natureza.

O terceiro evento foi o surgimento de ganchos nas pernas abdominais das larvas e fileiras de espinhos dorsais nas pupas adécticas e obtectas no clado Neolepidoptera (Exoporia + Heteroneura). Pernas abdominais com ganchos são tradicionalmente consideradas adaptações larvais para fixação nas plantas hospedeiras. No entanto, acredita-se que os ganchos abdominais teriam evoluído originalmente para sustentação das larvas nos caminhos que constroem com fios de seda, comportamento típico dos neolepidópteros (Kristensen 1997). Os espinhos dorsais na pupa, presentes nos grupos basais de Neolepidoptera, têm função de auxiliar na saída da pupa do casulo, antes da emergência do adulto. Na maioria das espécies em que a pupa não é mantida em casulo, os espinhos desaparecem por completo.

As análises moleculares corroboram o monofiletismo de Neolepidoptera (Wiegmann *et al.* 2002), mas o relacionamento entre suas linhagens (Mnesarchaeoidea/Hepialoidea e Heteroneura) ainda não está resolvido. Um dos eventos que reuniu a maioria dos neolepidópteros em um grupo mais inclusivo, o clado Heteroneura, foi a redução

considerável do número de veias na asa posterior, resultando num sistema de venação diferente do da asa anterior, de onde vem o nome do clado.

O clado Heteroneura é formado por cinco linhagens basais com hábitos minadores (Andesianoidea, Nepticuloidea, Incurvarioidea, Palaephatoidea e Tischerioidea), além de Ditrysia (Tineoidea+). Este compreende 99% dos lepidópteros conhecidos (Kristensen *et al.* 2007), distinguindo-se dos demais grupos pela genitália feminina com comunicação interna entre o duto copulatório e o oviduto, por onde passam os espermatozoides (Dugdale 1974). Outro evento importante na evolução de Ditrysia corresponde à mudança no hábito de vida endofítico das larvas para o hábito exofítico, embora alguns grupos basais, como Tineoidea e Gracillarioidea, tenham ainda conservado a condição plesiomórfica de larvas minadoras em folhas.

O clado Ditrysia é estruturalmente homogêneo, o que em parte explica as ambiguidades que ainda existem nas propostas de relações de parentesco entre seus táxons mais inclusivos. Minet (1983) reuniu no clado Apoditrysia (Simaethistoidea+) todos os Ditrysia com apódemas modificados no esternito abdominal II. O clado é constituído por dez linhagens principais, com relações de parentesco pouco resolvidas, sendo que uma dessas linhagens representa o clado Obtectomera, onde estão incluídos os táxons mais diversos da ordem (como Geometroidea, Papilionoidea e Noctuoidea), além dos táxons que compõem o clado piraloide: Whalleyanoidea, Immoidea, Copromorphoidea, Hyblaeoidea, Pyraloidea e Thyridoidea. Essas linhagens de Obtectomera distinguem-se das demais pelo fato de as pupas não possuirem mobilidade nos segmentos abdominais I-IV e nem as fileiras dorsais de espinhos típicas dos demais grupos de Neolepidoptera.

No início do Terciário (há cerca de 65 milhões de anos), ocorreu uma das principais radiações de espécies dentro de Obtectomera e que, atualmente, denominamos de clado Macrolepidoptera. Nele estão incluídas Mimallonoidea, Lasiocampoidea, Bombycoidea, Axioidea, Calliduloidea, Hedyloidea, Hesperioidea, Papilionoidea, Drepanoidea, Geometroidea e Noctuoidea. O monofiletismo desse grupo está sustentado pela perda da veia CuP da asa posterior e nos larvópodes com ganchos em mesossérie. Todavia, as relações de parentesco entre a maioria das superfamílias do clado Macrolepidoptera estão pouco claras, embora resultados significativos venham sendo obtidos com alguns grupos, como, por exemplo, Rhopalocera, aqui considerado como o clado formado por Hedyloidea, Hesperioidea e Papilionoidea.

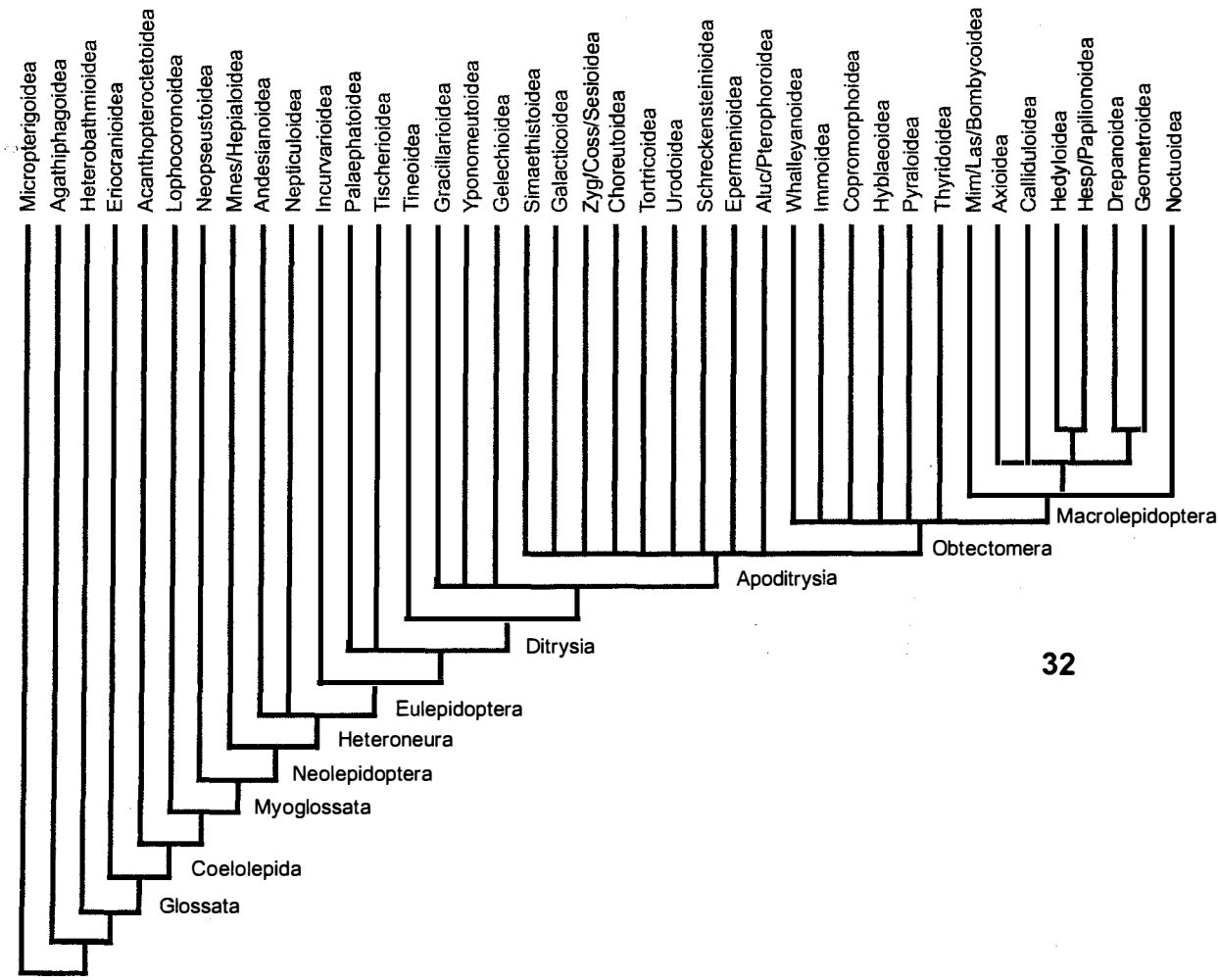


Figura 37.32 Filogenia das superfamílias atuais de Lepidoptera. Esquema modificado de Kristensen (2003).

Os caracteres que distinguem os ropalóceros dos demais táxons são tergito abdominal I distintamente inflado, ovo com o maior eixo perpendicular ao substrato e pupa com uma fina cinta contornando-a na parte média do corpo. A relação de parentesco entre Hesperioidea e Papilionoidea é sustentada com base nas antenas clavadas e no hábito diurno de suas espécies. Destacamos o surgimento de órgãos timpânicos metatorácicos em Noctuoidea como um dos eventos marcantes na história evolutiva dos Macrolepidoptera.

Importância. A diversidade e a abundância de algumas espécies em determinadas ocasiões fazem com que os lepidópteros constituam um dos grupos de maior importância dentro de Insecta.

Mariposas e borboletas são importantes em ecossistemas tropicais devido às interações com a vegetação e a fauna de artrópodes (Gilbert 1984). Depois de Chrysomeloidea e Curculionoidea (Coleoptera), representam a principal radiação de insetos fitófagos (Scoble 1995), tendo como plantas hospedeiras representantes de praticamente todas as ordens de gimnospermas e angiospermas, assim como de briófitas e pteridófitas (Kristensen & Skalski 1998). São indicadores biológicos para monitoramento da diversidade, integridade de paisagens e para o uso sustentável de recursos naturais (Sparrow *et al.* 1994).

Adultos em sua maioria contribuem para a polinização de angiospermas que dependem dos insetos para se reproduzirem. Muitas plantas têm correlação de seus longos tubos da corola com o comprimento da probóscide de alguns lepidópteros (como alguns esfingídeos) e são polinizadas especificamente por essas mariposas. A facilidade de dispersão determina que os lepidópteros se destaquem como polinizadores.

Simbioses complexas também estão envolvidas, como aquelas entre plantas *Yucca* L. (Agavaceae) e a mariposa *Tegeticula yuccasella* (Riley) (Prodoxidae), com uma total interdependência entre autopolinização e disponibilização de recursos alimentares para a larva.

Larvas de muitos lepidópteros constroem um casulo de seda dentro do qual se transformam em pupa. Os casulos das espécies de Bombycoidea são desenvolvidos e diversos, e há milênios são explorados pelo homem devido a sua seda, como de *Bombyx mori* L. (Bombycidae) (Fig. 37.144). Apesar dos tecidos sintéticos, ainda hoje a produção de seda de origem animal figura entre as atividades agrícolas de muitas localidades em todo o mundo, incluindo o Brasil.

O desfolhamento intenso de plantas pelas larvas de lepidópteros pode ocasionalmente se tornar vantajoso no controle de plantas daninhas introduzidas de uma região para outra. Um noctuídeo comum no Brasil, *Neogalea sunia* (Guenée) (Noctuidae), no estágio larval alimenta-se principalmente de *Lantana camara* L. (Verbenaceae), causando sérios danos em ajardinamentos em toda a América. Entretanto, sua especificidade fez com que tenha sido empregado com sucesso no controle biológico de *L. camara* em locais em que a planta se tornou praga, como na Austrália, Hawaii e Ilha Norfolk.

Alguns lepidópteros são benéficos ao homem por se alimentarem de outros insetos. Os predadores facultativos incluem espécies de Tineidae, Psychidae, Gelechiidae, Pyralidae, Geometridae, Noctuidae; os predadores obrigatórios incluem Tineidae, Oecophoridae, Coleophoridae, Cosmopterigidae, Tortricidae, Pyralidae, Geometridae, Noctuidae e Lycaenidae; entre os parasitos e ou parasitoides, estão Coleophoridae, Cyclotornidae, Epipyropidae, Noctuidae e Pyralidae. Entre os predados ou parasitados, destacam-se os hemípteros, lepidópteros (larvas) e aranhas. Como um grupo a parte, destacam-se os licenídeos devido a suas interações com formigas (Hymenoptera). Os Noctuidae (Eublemminae) possuem um grande número de espécies predadoras obrigatórias de hemípteros. Quanto ao parasitoidismo, são conhecidas larvas de *Sthenobaea uniformis* (Jordan) (Pyralidae) sobre larvas de último ínstar de *Hylesia vindex* Dyar (Saturniidae). As larvas parasitas ocorrem individualmente sobre cada hospedeiro, permanecendo aneladas transversalmente, entre os escolos, sobre uma cinta de seda por elas elaborada. A alimentação consiste primeiramente dos escolos e, posteriormente, do tegumento, levando o hospedeiro à morte em poucos dias.

Muitas espécies de borboletas e de mariposas possuem coloração vistosa e têm sido estudadas sob os mais diversos aspectos biológicos e morfológicos. A exuberante fauna brasileira, com espécies que ocorrem em grande parte do ano, faz com que a maioria das pessoas tenha contato visual frequente com esses insetos e os aprecie. Borboletários com fins didáticos e/ou científicos vêm sendo mantidos, especialmente por instituições de ensino e pesquisas ou em fazendas ou reservas, com fins didáticos e conservacionistas. Assim, a criação e o desenvolvimento de atividades relacionadas como forma de explorar comercialmente os lepidópteros é importante e pode levar à conservação de hábitats nos quais espécies inseridas dependem; exemplos podem ser encontrados na Costa Rica e Papua Nova Guiné. No Brasil, algumas espécies têm sido coletadas e criadas, especialmente em Santa Catarina, com a finalidade de proporcionar exemplares para a confecção de lembranças, atividades estas devidamente monitoradas pelos órgãos competentes. Larvas da maioria das espécies alimentam-se de folhas verdes das plantas, cujos dejetos voltam ao ambiente na forma de nutrientes. Diversos grupos de lepidópteros especializaram-se em alimentar-se de restos vegetais, como alguns Lycaenidae e Noctuidae (Herminiinae); outros ainda dependem exclusivamente de fungos e líquens.

Alguns lepidópteros mantêm estreitas relações com suas plantas hospedeiras. Na América do Sul, destacam-se as relações entre heliconíneos e passifloráceas ou entre papilionídeos e aristoloquiáceas; outros são monofitófagos, como *Cydia araucariae* (Pastrana) (Tortricidae) e *Dirphia araucariae* Jones (Saturniidae) (Fig. 37.151), que dependem de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze (Araucariaceae). A maioria das espécies nos estágios de ovo, larva ou pupa hospeda inimigos naturais, especialmente parasitoides (Diptera Tachinidae e diversos grupos de Hymenoptera) . Também são encontradas relações simbióticas, como a que ocorre entre *Bradypodicola hahneli* (Spuler) (Pyralidae), que se alimenta das fezes e dos pelos de bicho-preguiça.

Algumas espécies têm sido criadas de forma massal para o desenvolvimento de produtos ou patógenos com atividade

biológica contra insetos. Em função da sua importância e com o intuito de padronizar os resultados, foram aprimoradas diversas metodologias de criação e desenvolvidas diversas dietas artificiais.

Devido à diversidade e susceptibilidade a mudanças nos ambientes onde são encontrados, os lepidópteros, que são facilmente amostrados com armadilhas luminosas, coletados com relativa precisão com redes entomológicas e bem estudados taxonomicamente, são particularmente úteis para o diagnóstico de mudanças ambientais em sistemas agrícolas, florestais, naturais e urbanos.

As larvas ocorrem em picos populacionais, ocasionando danos econômicos ou perda total das plantações, especialmente em lavouras anuais. Lepidópteros desfolhadores ocorrem na maioria das famílias, merecendo destaque as espécies pertencentes a Noctuidae, popularmente conhecidos como curuquerê-do-algodão, *Alabama argillacea* (Hübner), curuquerê-do-milho, *Mocis latipes* (Guenée), lagarta-da-espiga-do-milho, *Helicoverpa zea* (Boddie), lagarta-da-soja, *Anticarsia gemmatalis* Hübner, lagarta-militar, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith), lagarta-do-trigo, *Pseudaletia sequax* Franclemont, lagarta-rosca, *Agrotis ipsilon* (Hufnagel) e falsa-medideira-da-soja, *Pseudoplusia includens* (Walker).

Algumas espécies cortam porções da área foliar e enrolam juntamente com seda, formando uma cela protetora, como é o caso de *Urbanus proteus* (L.) (Hesperiidae) (Fig. 37.156), *Bonagota salubricola* (Meyrick) (Tortricidae) e *Omiodes indicata* (Fabricius) (Pyralidae).

Em geral, os microlepidópteros (como Nepticulidae, Incurvariidae, Gracillariidae e Lyonetiidae) têm larvas pequenas, que se alimentam em galerias entre a epiderme superior e a inferior das folhas, e alguns são de grande importância econômica, como o minador-do-café, *Perileucoptera coffeella* (Guérin-Menéville) (Lyonetiidae) (Fig. 37.112) e o minador-do-citrus, *Phyllocnistis citrella* Stainton (Gracillariidae).

Há também espécies, por exemplo, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Pyralidae) e *Telchin licus* (Drury) (Castniidae), que brocam hastes de plantas anuais, como a cana-de-açúcar, causando o tombamento do colmo e a perda de produtividade. Grandes quantias anuais são gastas em insumos agrícolas para conter o ataque de *Azochis gripusalis* Walker (Pyralidae) em pomares comerciais de figo. Ramos apicais e frutos de rosáceas, como pessegueiros e ameixeiras, são frequentemente atacados por *Grapholita molesta* (Busk) (Tortricidae) (Fig. 37.126).

Algumas mariposas na fase larval, em particular os castniídeos e hepialídeos, alimentam-se do xilema, causando danos a palmeiras produtoras de óleo comestível e a plantas frutíferas como a videira, respectivamente. Já a lagarta-da-maçã-do-algodoeiro, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Gelechiidae), cuja detecção é muito difícil devido a poucas evidências externas da sua presença, ataca os botões florais e os frutos do algodoeiro, algumas vezes inviabilizando a cultura.

Larvas de lepidópteros polífagos podem alimentar-se de frutos e sementes. A lagarta-da-espiga-do-milho, *Helicoverpa zea* (Boddie) (Noctuidae: Heliothinae), alimenta-se dos grãos de milho ainda em formação, também pode se alimentar de frutos como tomate, sendo chamada de broca-gigante-do-tomateiro. A maior parte das espécies comedoras de frutos e sementes pertence a algumas famílias, especialmente de microlepidópteros, destacando-se: os tortricídeos *Cydia pomonella* (L.) (Fig. 37.127), que broqueia os frutos de maçã e outras rosáceas; *Cydia araucariae*, que consome os pinhões, sementes de *Araucaria angustifolia*; *Grapholita molesta* (Busk), que ataca ramos e frutos de rosáceas; *Bonagota salubricola* (Meyrick), que é praga de diversas frutíferas de clima temperado; e, finalmente, *Ecdytolopha aurantiana* (Lima), popularmente conhecida como bicho-furão, atacando os frutos dos citros.

Algumas espécies de noctuídeos calpíneos têm a probóscide modificada, que lhes possibilita perfurar frutos. Além das injúrias mecânicas produzidas por esses lepidópteros, também são propagadas leveduras, que levam a uma rápida deterioração dos frutos.

Inúmeras espécies que presumivelmente estavam adaptadas a alimentar-se de sementes caídas e de detritos de origem animal ou vegetal tornaram-se pragas de grãos armazenados (cletrófagos) e de produtos têxteis. Entre os mais nocivos e mundialmente distribuídos, destaca-se *Sitotroga cerealella* (Oliver) (Gelechiidae), que é a segunda maior praga de grãos armazenados, perdendo apenas para os gorgulhos (Coleoptera). Em função da globalização da economia e comércio de grãos, hoje podem ser encontradas atacando sementes e derivados as espécies *Nemapogon granella* (L.) (Tineidae), *Anagasta kuehniella* (Zeller), *Plodia interpunctella* (Hübner) e *Pyralis farinalis* (L.) (Pyralidae). *Hofmannophila pseudospretella* (Stainton) (Oecophoridae) figura como um das pragas mais comuns de casa, que se alimenta de materiais secos de origem vegetal e animal. Muito tineídeos (Tineidae) conhecidos como traças alimentam-se de roupas, peles e tapetes – a traça brasileira mais conhecida é *Phereoeca uterella* (Walsingham).

Alguns lepidópteros são de importância médica, já que causam dermatites urticantes, periartrite falangeana e síndrome hemorrágica. A dermatite urticante é conhecida pelas queimaduras causadas pelo contato com diversas lagartas ou provocada pelas cerdas de mariposas fêmeas do gênero *Hylesia* (Saturniidae: Hemileucinae). Periartrite falangeana ou pararamose é provocada pela lagarta de *Premolis semirufa* (Walker) (Noctuidae: Arctiinae), da região amazônica. A síndrome hemorrágica é causada por *Lonomia obliqua* Walker (Saturniidae: Hemileucinae) (Fig. 37.150), espécie muito comum no sul do Brasil.

Coleta e fixação. O método de coleta para lepidópteros depende do estágio de desenvolvimento que se quer obter para estudo, se adultos ou imaturos. Para adultos, o método pode variar conforme o hábito de vida da espécie, se diurno ou noturno, se frugívoro ou polinizador, e principalmente da finalidade da coleta.

Quando o objetivo da coleta é obtenção de adultos recém-emergidos, as larvas são criadas até a obtenção das pupas, aguardando-se sua emergência, que são sacrificados

por compressão com os dedos no tórax na base das asas, congelamento ou na câmara mortífera com substância letal, como acetato de etila; posteriormente, devem ser montados em alfinetes, etiquetados e incluídos na coleção.

Borboletas e mariposas podem ser amostradas de diferentes formas na natureza. Os métodos empregados para coletá-las são classificados como ativos e passivos. Para borboletas e algumas mariposas, o mais recomendado é o ativo, que consiste em coletas com rede entomológica; o passivo é bastante seletivo para amostragens de espécies que são atraídas por algum tipo de isca, geralmente frutas e carnes em decomposição ou fezes. Normalmente, diferentes métodos de coleta são combinados. As espécies frugívoras, por exemplo, podem ser simplesmente atraídas com iscas (método passivo) e coletadas com rede entomológica (método ativo). O sacrifício dos indivíduos adultos coletados segue o método descrito acima para os indivíduos criados; posteriormente devem ser acondicionados em envelopes entomológicos, conservados dentro de vasilhames com naftalina em pó até a montagem definitiva em alfinete.

Para as espécies noturnas, o método mais utilizado é o de atração pela luz. Normalmente, um pano branco grande (do tamanho de lençol de casal) é esticado próximo a uma lâmpada mista de vapor de mercúrio ou de luz negra alimentada por um gerador (elétrico ou a combustível) ou por uma bateria, em locais altos ou clareiras da mata. Após a montagem da armadilha luminosa, espera-se a chegada das mariposas que pousam no pano. Para indivíduos de porte pequeno ou médio, utilizam-se câmaras mortíferas de vapores de acetato de etila para coleta e sacrifício. Indivíduos maiores, como alguns saturniídeos e esfingídeos, devem ser capturados manualmente e sacrificados com injeção de hidróxido de amônia no tórax.

Chave para as superfamílias e famílias que ocorrem no Brasil

Esta chave é baseada em chaves modificadas ou caracteres discutidos pelos seguintes autores: Superfamílias e Hepialoidea (Kristensen 1998); Nepticuloidea (Davis 1998; Davis & Stonis 2007); Incurvarioidea (Nielsen & Davis 1985; Davis 1998); Tineoidea, Gracillarioidea (Davis & Robinson 1998); Yponomeutoidea (Dugdale *et al.* 1998); Gelechioidea (Nielsen & Commom 1991; Heppner 1998; Hodges 1998); Zygaenoidea (Costa Lima 1945; Epstein *et al.* 1998); Sesioidea (Costa Lima 1945; Edwards *et al.* 1998); Copromorphoidea (Nielsen & Common 1991); Pyraloidea (Munroe & Solis 1998); Bombycoidea (Lemaire & Minet 1998); Papilionoidea (Ackery *et al.* 1998); Geometroidea (Minet & Scoble 1998); Noctuoidea (Kitching & Rawlins 1998).

1. RP da asa posterior com pelo menos 3-4 ramos (Fig. 37.19). Asa anterior geralmente com jugo distintamente desenvolvido (Fig. 37.18, 24). Mariposas robustas, de médio a grande porte; probóscide e palpos maxilares pouco desenvolvidos .... **HEPIALOIDEA** ... **37**

— RP da asa posterior não-ramificado (Figs. 37.21, 23). Asa anterior desprovida de jugo **2**

2(1). Porção anterior do esterno II sem apódemas. Ambas as asas com microtríquias (acúleos). Genitália feminina com um orifício genital (Fig 37.29) **3**

— Porção anterior do esterno II com apódemas (Fig. 37.37). Ambas as asas desprovidas de microtríquias. Genitália feminina com dois orifícios genitais, um no esterno VIII, outro no esterno IX+X, com comunicação interna entre o duto copulatório e o oviduto (Fig. 37.30) **5**

3(2). Escapo expandido, cobrindo parte do olho, formando um antolho (Fig. 37.33). Tíbia posterior com espinhos desenvolvidos ..... **NEPTICULOIDEA** ... **38**

— Escapo não expandido. Tíbia posterior sem espinhos **4**

4(3). Probóscide com escamas imbricadas próximo à base (Fig. 37.44). Palpo labial com cerdas laterais no artículo mediano .... **INCURVARIOIDEA** ... **39**

— Probóscide com ou sem escamas imbricadas próximo à base. Palpo labial sem cerdas laterais no artículo mediano .... **TISCHERIOIDEA** ... **9. Tischeriidae**

5(2). Probóscide com escamas imbricadas próximo à base **6**

— Probóscide desprovida de escamas ou ausente **8**

6(5). Palpo labial recurvado, artículo distal às vezes além do vértice, geralmente afilado. Esterno abdominal II do tipo tineídeo (com ângulos ântero-laterais pouco desenvolvidos). Quetosema e órgãos timpânicos ausentes .... **GELECHIOIDEA** ... **42**

— Palpo labial voltado para frente ou ascendente. Esterno abdominal II do tipo tortricoide (com ângulos ântero-laterais bem desenvolvidos, quase tocando a margem inferior do tergo abdominal I). Quetosema e órgão timpânico presentes ou ausentes **7**

7(6). Palpo labial ascendente. Asa anterior com CuP incompleta. Órgão timpânico ausente .... **CHOREUTOIDEA** ... **42. Choreutidae**

— Palpo labial voltado para frente. Asa anterior geralmente sem CuP. Órgão timpânico na base do abdômen .... **PYRALOIDEA** ... **57**

8(5). Antena gradual ou abruptamente clavada, ponta às vezes em forma de taco de golfe (Figs. 37.5-7) **9**

— Antena filiforme, geralmente com pequenas cerdas, pectinada ou plumosa **11**

9(8). Asa posterior com frênulo. Ocelo desenvolvido. Quetosema ausente ..... **SESIOIDEA** (em parte) ... **58**

— Asa posterior sem frênulo. Ocelo ausente. Quetosema presente (Figs. 37.3, 46) **10**

10(9). Antenas separadas na base (Fig. 37.47), com dilatação apical em forma de taco de golfe e afilada na ponta (Fig. 37.7). Asa anterior com todas as veias partindo de pontos diferentes da célula discal (Fig. 37.88) .... **HESPERIOIDEA** ... **60. Hesperiidae**

— Antenas aproximadas na base com a clava reta (Fig. 37.5). Asa anterior com no mínimo uma dicotomia (ou seja, uma veia partindo de outra, não da célula discal) (Fig. 37.22) .... **PAPILIONOIDEA** ... **60**

11(8). Órgão timpânico localizado no metatórax (Fig. 37.51) ou na superfície ventral da base do abdômen **12**

— Órgão timpânico ausente **16**

12(11). Órgão timpânico localizado no metatórax .....

..... **NOCTUOIDEA** ... **64**

— Órgão timpânico localizado no abdômen (Fig. 37.50) **13**

13(12). Quetosema ausente **14**

— Quetosema presente ..... **GEOMETROIDEA** ... **65**

14(13). Asa anterior larga e geralmente falcada .... **DREPANOIDEA** ... **66. Drepanidae**

— Asa anterior estreita e não falcada **15**

15(14). Asa anterior castanho-avermelhada com máculas prateadas . ..... **COSSOIDEA** (em parte) ... **40. Cossidae**

— Asa anterior acinzentada ..... **TINEOIDEA** ... **67**

16(11). Asa posterior distintamente fendida em duas ou mais plumas **17**

— Asa posterior não fendida **18**

17(16). Asa posterior dividida em três plumas (Fig. 37.75, 131) .... **PTEROPHOROIDEA** ... **46. Pterophoridae** (em parte)

— Asa posterior dividida em seis ou sete plumas (Fig. 37.130) .... **ALUCITOIDEA** ... **45. Alucitidae** (em parte)

18(16). RP_1 e RP_2 da asa anterior sinuosas (Fig. 37.86) .... **HEDYLOIDEA** ... **59. Hedylidae**

— RP_1 e RP_2 da asa anterior não sinuosas **19**

19(18). CuP aparentemente ausente na asa anterior **20**

— CuP como uma veia tubular, desenvolvida, normalmente incompleta na asa anterior **27**

20(19). Cabeça densamente revestida com cerdas piliformes; se entremeadas com cerdas lameladas/escamiformes, frênulo pouco desenvolvido ou ausente **21**

— Cabeça revestida com cerdas lameladas/escamiformes. Frênulo bem desenvolvido **23**

21(20). Asa anterior com $RP_3 + RP_4$ quase tocando $RP_1 + RP_2$ ou todas partindo de um único pedúnculo ... **BOMBYCOIDEA** ... **71**

— Asa anterior com radiais com outro padrão de ramificação **22**

22(21). Asa anterior com MA_2 mais próxima de MP_1 que de MA_1. CuA com aspecto quadrifurcado (Fig. 37.81) .... **LASIOCAMPOIDEA** ... **55. Lasiocampidae**

— Asa anterior com MA_2 mais próxima de MA_1 que de MP_1 ou equidistantes. CuA com aspecto trifurcado (Fig. 37.80) .... **MIMALLONOIDEA** ... **54. Mimallonidae**

23(20). Asa posterior com pécten (franja basal de cerdas piliformes) sobre CuA. Asa anterior com tufo de escamas eriçadas .... **COPROMORPHOIDEA** (em parte) ... **73**

— Asa posterior sem pécten sobre CuA. Asa anterior sem tufo de escamas eriçadas **24**

24(23). Porção anterior dos tergos abdominais com fileira de espinhos. Esterno abdominal II com esclerosação em forma de V ..... **ALUCITOIDEA** ... **45. Alucitidae** (em parte)

— Porção anterior dos tergos abdominais sem espinhos. Esterno abdominal II sem esclerosação em forma de V **25**

25(24). Palpo labial voltado para frente, em forma de bico. Coxa metatorácica do macho com projeção apical. Tíbia com pincel de cerdas (Fig. 37.48). Asa anterior com 2A sinuosa .... **HYBLAEOIDEA** ... **50. Hyblaeidae**

— Outra combinação de caracteres **26**

26(25). Comprimento da asa anterior quatro vezes ou mais sua largura (mariposas pequenas, com envergadura alar variando de 13 a 40 mm) .... **PTEROPHOROIDEA** ... **46. Pterophoridae** (em parte)

— Comprimento da asa anterior três vezes ou menos sua largura ..... **THRYRIDOIDEA** ... **51. Thyrididae**

27(19). Esterno abdominal II do tipo tineídeo (ângulos ântero-laterais pouco desenvolvidos), apódemas longos e finos (Fig. 37.37). Mariposas sem escamas eriçadas na asa anterior **28**

— Esterno abdominal II do tipo tortricoide (ângulos ântero-laterais distintamente desenvolvidos), apódema geralmente curto e não afilado, de base larga. Mariposas com escamas eriçadas na asa anterior **30**

28(27). Segmento abdominal VIII do macho com lobos proeminentes (Fig. 37.38). Asa anterior com RP_4 terminando na margem externa (Fig. 37.64). Tronco da veia média vestigial ou ausente na célula discal de ambas as asas .... **YPONOMEUTOIDEA** ... **74**

— Segmento abdominal VIII do macho desprovido de lobos. Asa anterior com RP_4 terminando na margem costal. Tronco da veia média geralmente presente na célula discal de ambas as asas **29**

29(28). **GRACILLARIOIDEA.** Cabeça subtriangular em vista frontal, com tufo de cerdas piliformes no vértice. Escapo maior que a soma do pedicelo mais o primeiro flagelômero (Fig. 37.34). Cada flagelômero com duas fileiras de escamas curtas e afiladas. Comprimento da probóscide até uma vez e meia o maior diâmetro do olho. Palpo labial com um palpômero ..... **15. Bucculatricidae**

— Cabeça subretangular em vista frontal, sem tufo de escamas piliformes no vértice. Escapo mais curto que a soma do comprimento do pedicelo mais o primeiro flagelômero. Cada flagelômero com uma fileira de escamas. Comprimento da probóscide no mínimo o dobro do maior diâmetro do olho. Palpo labial com três palpômeros (Fig. 37.35) .... **16. Gracillariidae**

30(27). Asa anterior com escamas eriçadas em toda a face dorsal ou acompanhando apenas a margem costal **31**

— Asa anterior desprovida de escamas eriçadas **32**

31(30). Asa anterior geralmente estreita, com escamas eriçadas acompanhando a margem costal. Margens costal e interna distintamente paralelas .... **EPERMENIOIDEA** ... **44. Epermeniidae**

— Asa anterior geralmente estreita e subretangular, com escamas eriçadas distribuídas pela face dorsal .... **COPROMORPHOIDEA** (em parte) ... **73**

32(30). Quetosema presente. Ocelo ausente. Célula discal da asa anterior sem corda e tronco da veia média .... **IMMOIDEA** ... **47. Immidae**

— Quetosema e ocelo presentes ou ausentes. Célula discal da asa anterior com corda e tronco da veia média **33**

33(32). Porção inferior do frontoclípeo com escamas ascendentes (voltadas para cima). Ocelo e quetosema presentes .... **TORTRICOIDEA** ... **41. Tortricidae**

— Porção inferior do frontoclípeo sem escamas ascendentes. Ocelo e quetosema raramente presentes **34**

34(33). Veia M tubular e em forquilha em toda célula discal de ambas

as asas 35
— Veia M ausente ou presente na metade distal da célula discal 36

35(34). Quetosema ausente. Ocelo raramente presente .... **COSSOIDEA** (em parte)... **40. Cossidae**
— Quetosema e ocelo presentes; se ausentes, asa anterior com CuP completa ..... **ZYGAENOIDEA** ..: 79

36(34). Patágio bem desenvolvido, estendendo-se além das extremidades ântero-ventrais do pronoto. Ocelo presente .... **SESIOIDEA** (em parte) ... 58
— Patágio pouco desenvolvido, não se estendendo além das extremidades ântero-ventrais do pronoto. Ocelo ausente .... **URODOIDEA** ... **43. Urodidae**

37(1). **HEPIALOIDEA.** Tíbia metatorácica com quatro esporões tibiais ..... **1. Neotheoridae**
— Tíbia metatorácica geralmente sem esporões tibiais; se presentes, nunca com mais de dois esporões ... **2. Hepialidae**

38(3). **NEPTICULOIDEA.** Asa anterior com Radial ramificada (Fig. 37.52). Macho sem frênulo .....**3. Nepticulidae**
— Asa anterior com Radial não ramificada (Fig. 37.53). Macho com frênulo ..... **4. Opostegidae**

39(4). **INCURVARIOIDEA**. Asa posterior com veia transversal m-cu 40
— Asa posterior desprovida de m-cu (Fig. 37.54) ... **5. Heliozelidae**

40(39). Antena muito mais longa que o comprimento da asa anterior .... **6. Adelidae**
— Antena mais curta ou tão longa quanto o comprimento da asa anterior 41

41(40). Sistema de acoplamento frênulo-retináculo das asas ausente nos machos. Palpo maxilar ausente, vestigial ou com um a três palpômeros ..... **7. Cecidosidae**
— Sistema de acoplamento frênulo-retináculo das asas presente nos machos. Palpo maxilar com cinco palpômeros .... **8. [Incurvariidae]**

42(6). **GELECHIOIDEA.** Venação alar variável, geralmente com todas as veias presentes. Asa posterior geralmente subquadrada 43
— Venação alar com poucas veias ou, quando completa, asas tipicamente lineares. Asa posterior estreita e lanceolada, linear e pontiaguda, com franjas longas 47

43(42). Asa anterior com CuP incompleta 44
— Asa anterior sem CuP (Fig. 37.68) .... **23. Gelechiidae** (em parte)

44(43). Asa anterior com RP_3 e RP_4 pedunculadas. RP_4 terminando na margem costal antes do ápice. Célula discal internamente com M vestigial 45
— Asa anterior com RP_3 e RP_4 independentes ou pedunculadas. RP_4 geralmente terminando na margem externa (Fig. 37.67), caso contrário, célula discal desprovida de veia interna 46

45(44). Asa posterior com RP e MA_1 separadas. Asa anterior sem pterostigma ..... **24. Cosmopterigidae** (em parte)
— Asa posterior com RP e MA_1 anastomosadas; se separadas, pterostigma presente ..... **25. Xyloryctidae** (em parte)

46(44). Gnato fundido com o tegume lateralmente e expandido medianamente ..... **26. Oecophoridae** (em parte)
— Gnato fundido ou articulado com o tegume, às vezes ausente; se fundido, bastante esclerosado e dirigido ventralmente, ou ainda com um bulbo mediano coberto de cerdas espiniformes 55

47(42). Asa anterior com veia CuP 48
— Asa anterior sem veia CuP ..... **23. Gelechiidae** (em parte)

48(47). Célula discal da asa anterior com a porção distal truncada 49
— Célula discal da asa anterior com a porção distal pontiaguda 54

49(48). Asa anterior com RA originando-se na metade distal da célula discal, distante de RP_1. Tíbia e tarso anteriores tipicamente revestidos com escamas 50
— Asa anterior com RA originando-se quase na metade basal da célula discal, próxima de R_2. Tíbia e tarso anteriores com cerdas distribuídas em círculos ..... **26. Oecophoridae** (em parte)

50(49). Asa anterior com RP_1 distante de RP_2, geralmente originando-se a três quartos do comprimento da célula discal. Pterostigma ausente 51
— Asa anterior com RP_1 muito próxima de RP_2, originando-se na extremidade distal da célula discal. Pterostigma presente ... . **25. Xyloryctidae** (em parte)

51(50). Palpo maxilar diminuto, com dois palpômeros. Margem costal da asa anterior sinuosa, com uma veia A visível (1A+2A). Cabeça em vista lateral com vértice proeminente 52
— Outra combinação de caracteres 53

52(51). Gnato articulado com um bulbo mediano contendo fileiras de pequenos espinhos ..... **27. Deoclonidae**
— Gnato presente, porém com outras características .... **28. Coleophoridae** (em parte)

53(51). Asa posterior com a célula discal fechada, às vezes com uma pequena abertura. Ocelos normalmente presentes. Em geral, mariposas escuras ..... **25. Xyloryctidae** (em parte)
— Asa posterior com a célula discal aberta. Ocelos quase sempre presentes. Mariposas esbranquiçadas, com desenhos dourados na asa anterior ..... **28. Coleophoridae** (em parte)

54(48). Palpo maxilar com um ou dois palpômeros .... **29. Elachistidae**
— Palpo maxilar com quatro palpômeros .... **24. Cosmopterigidae** (em parte)

55(46). Esterno abdominal II com vênula e apódema (Fig. 37.37) 56
— Esterno abdominal II somente com apódema .... **25. Xyloryctidae** (em parte)

56(55). Asa anterior com CuP ..... **23. Gelechiidae** (em parte)
— Asa anterior sem CuP ..... **30. Glyphidoceridae**

57(7). **PYRALOIDEA.** Cada câmara timpânica comunicando-se externamente por uma pequena abertura na margem anterior; sem extensão membranosa torácico-abdominal entre as câmaras ..... **52. Pyralidae**
— Cada câmara timpânica comunicando-se externamente por abertura tomando toda margem anterior e parte da lateral interna; com extensão membranosa torácico-abdominal

conspícua entre as câmaras ..... **53. Crambidae**

58(9, 36). SESIOIDEA. Asa anterior estreita e longa (Fig. 37.71), porém não lanceolada, de aspecto característico (miméticas a vespas); não raro com áreas relativamente extensas, desprovidas de escamas (áreas hialinas). Com um sistema único de acoplamento das asas (Fig. 37.26), auxiliado pela presença de frênulo e retináculo .... **37. Sesiidae**

— Forma da asa diferente. Asas anterior e posterior acopladas exclusivamente por meio de frênulo e retináculo. Não miméticas a vespas **59**

59(58). Antena filiforme, dilatada no ápice. Asas anterior e posterior bem desenvolvidas e coloridas ..... **38. Castniidae**

— Antena filiforme, porém não dilatada no ápice. Asas anterior e posterior com padrão de coloração típico de mariposa (escuras) ..... **39. Brachodidae**

60(10). PAPILIONOIDEA. Perna protorácica de tamanho proporcional às demais e funcional em ambos os sexos, com epífise ou com garra tarsal bífida (Fig. 37.49) **61**

— Perna protorácica menor que as demais, ao menos em um dos sexos, sem epífise e com garra tarsal simples, exceto em *Manataria hercyna* (Hübner) (Nymphalidae: Satyrinae), com garra bífida; nesse caso, as veias da asa anterior são pouco dilatadas na base **62**

61(60). Asa anterior com duas veias Anais, uma terminando na margem externa e a outra na margem interna, perto da base (Figs. 37.22, 89). Perna anterior com epífises. Garras tarsais simples ou, quando bífidas, somente as do metatarso .... **61. Papilionidae**

— Asa anterior com uma veia Anal, terminando na margem externa (Figs. 37.90-91). Perna anterior sem epífise. Todas as garras tarsais bífidas (Fig. 37.49) ..... **62. Pieridae**

62(60). Olhos emarginados na base da antena ou, no mínimo, olho e base da antena contíguos. Perna anterior do macho geralmente pouco desenvolvida, porém funcional; normal na fêmea **63**

— Olhos não emarginados na base da antena (Fig. 37.2); olho e base da antena não contíguos. Perna anterior pouco desenvolvida em ambos os sexos, sem garra tarsal (exceto nas fêmeas de Libytheinae) ..... **63. Nymphalidae**

63(62). Coxa protorácica do macho prolongada em forma de espinho após sua articulação com o trocânter (Fig. 37.41) .... **64. Riodinidae**

— Coxa protorácica do macho não prolongada após a sua articulação com o trocânter ..... **65. Lycaenidae**

64(12). NOCTUOIDEA. Asa anterior com MA_2 equidistante de MA_1 e MP_1 ..... **70. Notodontidae**

— Asa anterior com MA_2 muito mais próxima de MP_1 do que de MA_1 (Fig. 37.103) ..... **71. Noctuidae**

65(13). GEOMETROIDEA. Órgão timpânico abdominal morfologicamente distinto (Fig. 37.43). Fêmeas ápteras ou braquípteras ..... **69. Geometridae**

— Órgão timpânico abdominal ausente ou, se presente, com características diferentes. Fêmeas com asas bem desenvolvidas **66**

66(65). Abdômen sem órgão timpânico. Olho piloso. Quetosema conspícuo, com cerdas longas (alcançando ou ultrapassando a borda do olho composto). Flagelômeros apicais normalmente espessados ..... **67. Sematuridae**

— Abdômen com órgão timpânico. Olho glabro. Quetosema não conspícuo, com cerdas curtas. Antena sem espessamento apical ..... **68. Uraniidae**

67(15). TINEOIDEA. Asa anterior com todos os ramos da Radial terminando antes ou no ápice (Fig. 37.56), com raras exceções. Antena filiforme. Palpo maxilar em geral com cinco palpômeros ..... **10. Tineidae**

— Asa anterior com pelo menos um ramo da Radial terminando na margem externa (Fig. 37.58). Antena bipectinada. Palpo maxilar em geral com quatro palpômeros **68**

68(67). Antena com pécten (Fig. 37.36). Palpo maxilar com três a cinco palpômeros ..... **11. Eriocottidae**

— Antena desprovida de pécten. Palpo maxilar ausente ou diminuto, com até três palpômeros **69**

69(68). Asa anterior com todos os ramos da Radial livres (não pedunculadas) (Fig. 37.57) ..... **12. Acrolophidae**

— Asa anterior com pelo menos dois ramos da Radial pedunculados **70**

70(69). Asa anterior com Média completa e tubular, muitas vezes em forquilha, dentro da célula discal (Fig. 37.58) ... **13. Psychidae**

— Asa anterior sem Média tubular; se presente, então só na parte distal da célula discal (Fig. 37.59) .... **14. Arrhenophanidae**

71(21). BOMBYCOIDEA. Asa posterior com Sc+RA quase tocando RP na porção pós-discal (Fig. 37.83) ..... **58. Sphingidae**

— Asa posterior com Sc+RA distintamente separada de RP na porção pós-discal (Fig. 37.84) **72**

72(71). Frênulo geralmente longo, às vezes tipicamente curto .... **56. Bombycidae**

— Frênulo ausente (Fig. 37.85) ..... **57. Saturniidae**

73(23, 31). COPROMORPHOIDEA. Asa anterior com três médias (MA_1, MA_2 e MP_1) ..... **48. Copromorphidae**

— Asa anterior com menos de três médias (MA_2 sempre ausente e MA_1 eventualmente ausente) ..... **49. Carposinidae**

74(28). YPONOMEUTOIDEA. Ocelo presente, às vezes rudimentar; neste caso, palpo maxilar com três ou quatro artículos voltados para frente **75**

— Ocelo ausente **78**

75(74). Ambas as asas estreitas. Asa anterior geralmente com até cinco veias se originando na porção distal da célula discal (Fig. 37.62) ..... **17. Heliodinidae**

— Ambas as asas de largura média. Asa anterior geralmente com seis ou mais veias com origem na porção distal da célula discal **76**

76(75). Palpo labial frequentemente com bandas transversais alternando escamas claras e escuras. Asa anterior na maioria das espécies com máculas metálicas .... **18. Glyphipterigidae**

— Palpo labial sem o padrão alternado de bandas claras e escuras. Asa anterior na maioria das espécies sem máculas metálicas **77**

77(76). Asa posterior com MP_1 e CuA_1 de base comum (Fig. 37.63) ..... **19. Acrolepiidae**

— Asa posterior com MP_1 e CuA_1 de bases separadas (Fig. 37.64) ..... **20. Plutellidae**

78(74). Venação da asa posterior com menos de seis veias anteriores a CuP (Fig. 37.65) ..... **21. Lyonetiidae**
— Venação da asa posterior com no mínimo seis veias anteriores a CuP (Fig. 37.66) ..... **22. Yponomeutidae**

79(35). ZYGAENOIDEA. Ocelo presente ..... **31. Zygaenidae**
— Ocelo ausente **80**

80(79). Quetosema presente **81**
— Quetosema ausente **82**

81(80). Asa anterior com RP_1, RP_2, RP_3 e RP_4 com pedúnculo único partindo da célula discal (Fig. 37.69) .. **32. Megalopygidae**
— Outra configuração ..... **33. Aididae**

82(80). RP_1+RP_2 e RP_3+RP_4 pedunculadas ou fusionadas (Fig. 37.70) ..... **34. Dalceridae**
— RP_1 e RP_2 independentes (não pedunculadas) **83**

83(82). Asa anterior com todos os ramos da R livres, sem pedúnculo, quando pedunculadas, sempre a partir da extremidade distal da célula discal. M não bifurcada no interior da célula discal .... **35. Epipyropidae**
— Asa anterior raramente com todos os ramos de R livres, ramificando-se além da extremidade distal da célula discal. Veia M não raro bifurcando-se distalmente no interior da célula discal ..... **36. Limacodidae**

HEPIALOIDEA. Mariposas caracterizadas pelo arranjo peculiar da genitália feminina e pela ausência de um duto seminal livre. Em Hepialoidea e Mnesarchaeoidea (=Exoporia), esse duto é representado por um canal entre o óstio e o oviporo ou por um sistema no qual esses poros estão arranjados opostamente dentro de uma bolsa genital (Dugdale 1974). Os adultos são de tamanhos variados, geralmente com antenas curtas e probóscide vestigial.

1. Neotheoridae. O parentesco entre *Neotheora chiloides* Kristensen e as demais famílias de Hepialoidea ainda é controverso, embora as evidências morfológicas disponíveis sugiram sua inclusão no grupo formado por Hepialidae, Prototheoridae (endêmica do sul da África) e Anomosetidae (endêmica da Austrália). A espécie tem asa anterior castanha, que mede cerca de 2 cm de comprimento, enquanto a posterior é de um tom acinzentado. Nada se conhece sobre a sua biologia. Referências importantes são Kristensen (1978, 1984) e Nielsen *et al.* (2000).

2. Hepialidae. Cosmopolita, com mais de 50% das espécies distribuídas exclusivamente pelas regiões neotropical e australiana. Adultos variam bastante de tamanho, a maior espécie da região Neotropical, *Trichophassus giganteus* (Herrich-Schäffer), tem cerca de 20 cm de envergadura alar e é uma das espécies mais bem conhecidas no Brasil (Fig. 37.104). A biologia dos hepialídeos difere em vários aspectos de outros lepidópteros. No estágio larval, podem ser brocas de raízes, caules e galhos de árvores; algumas espécies são micófagas durante todos os ínstares larvais, em outras a micofagia se estabelece nos primeiros ínstares, com substituição para a fitofagia nos demais. Não se alimentam na fase adulta, tendo uma probóscide vestigial. São crepusculares ou noturnas e, em geral, os machos formam enxameamentos induzidos pela redução de luminosidade; nesse caso, as fêmeas são atraídas para a cópula por meio de estímulos químicos. Nas espécies cujos machos não possuem glândulas de cheiro nas tíbias metatorácias, são as fêmeas que os cortejam antes da cópula. Referências para a família são Kristensen (1978, 1998), Nielsen & Robinson (1983) e Nielsen *et al.* (2000).

NEPTICULOIDEA. O monofiletismo da superfamília está sustentado em uma série de sinapomorfias dos estágios de larva, pupa e adulto. Entre elas, citam-se estemas larvais reduzidos a um par, ausência de ganchos nos larvópodes e escapo antenal tipicamente expandido nos adultos (reduzido em alguns Nepticulidae), semelhante a um antolho, encobrindo total ou parcialmente a porção dorsal do olho (Fig. 37.33). Tem ampla distribuição geográfica, excetuando a Antártida. Formado pelos menores lepidópteros conhecidos até o momento, com envergadura alar entre 2 e 16 mm.

3. Nepticulidae. Possui a maior radiação de espécies entre as famílias cujas fêmeas são caracterizadas por uma abertura genital. Das aproximadamente 900 espécies em Nepticulinae, a maior representatividade está nas latitudes de clima temperado, enquanto Pectinivalvinae tem distribuição restrita à região australiana. Adultos são caracterizados pela ausência de probóscide e pela asa anterior com escamas bem desenvolvidas em relação ao tamanho do corpo. Muitas vezes, com colorido típico na asa anterior que contrasta com a coloração pálida da asa posterior. As larvas são glabras, ápodes e incolores; a maioria é minadora de folhas, vivendo em mais de 30 famílias de angiospermas, como Betulaceae, Ericaceae, Fagaceae, Rhammaceae, Rosaceae e Salicaceae, entre as mais citadas na literatura. Como as larvas são pequenas e suas peças bucais não tão fortes, normalmente não conseguem construir suas galerias onde o parênquima é mais fibroso e resistente. Com isso, estão constantemente fazendo desvios irregulares, que são característicos de algumas espécies. Referências são Davis (1984, 1998) e Puplesis & Diškus (2003).

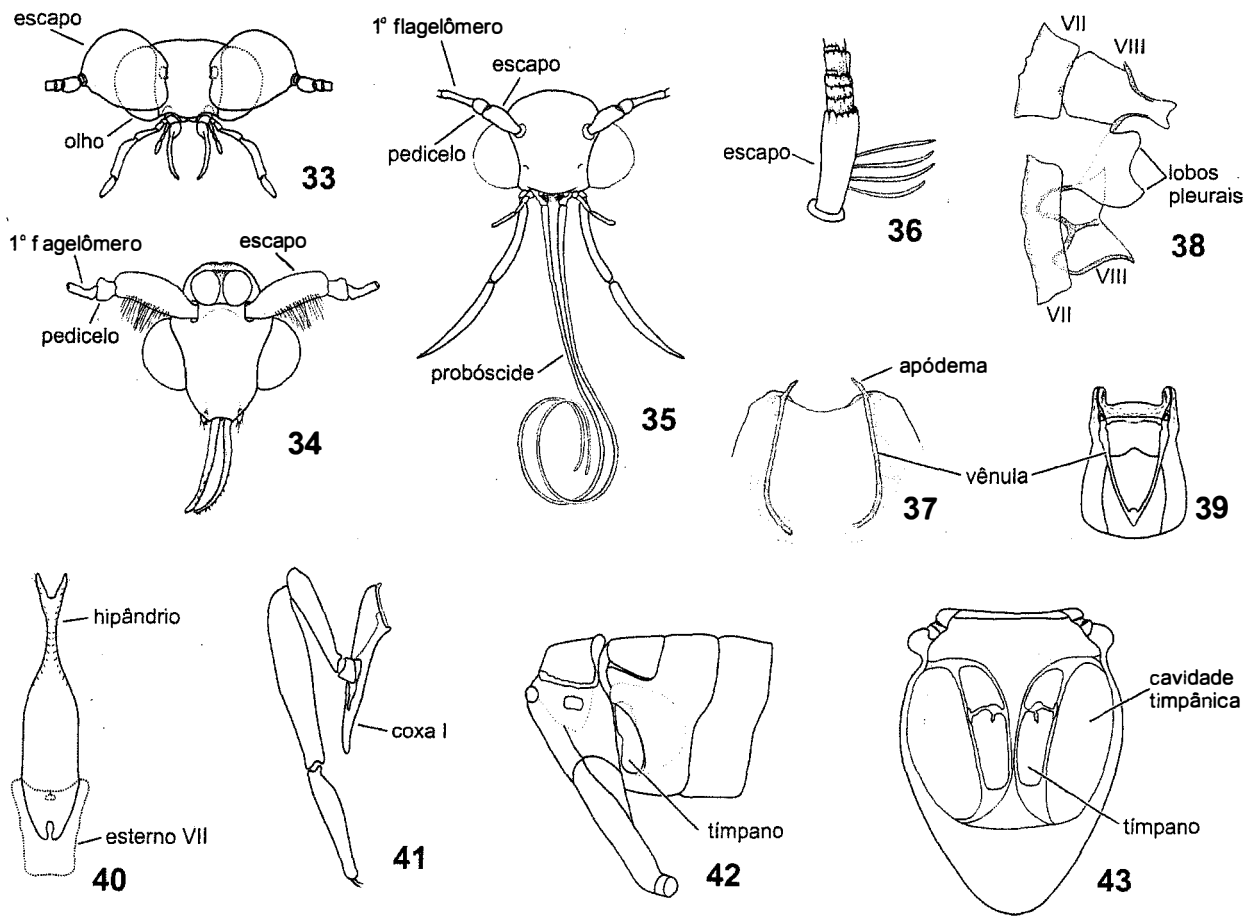
4. Opostegidae. Distribui-se mundialmente, com 87% das espécies conhecidas nos trópicos. No continente americano, são conhecidas 91 espécies em quatro gêneros, *Pseudopostega* Kozlov, *Neopostega* Davis & Stonis, *Notiopostega* Davis e *Opostegoides* Kozlov. *Pseudopostega* é o único com registro confirmado para o Brasil, embora, no presente capítulo, também incluímos *Neopostega longispina* Davis & Stonis, pelo fato de sua localidade-tipo, Cerro de la Neblina (Venezuela), fazer parte do maciço do Pico da Neblina, na fronteira entre o Brasil e a Venezuela. A biologia do grupo é pouco conhecida. Apenas 11 das 196 espécies conhecidas mundialmente foram criadas até o momento, porém nenhuma da fauna americana. Larvas são minadoras de folhas, caules e cascas de árvores e os principais registros de plantas hospedeiras incluem Betulaceae, Boraginaceae,

Fagaceae, Polygonaceae, Rutaceae e Saxifragaceae. Uma referência para a família é Davis & Stonis (2007).

INCURVARIOIDEA. O monofiletismo do grupo é sustentado com base na morfologia das genitálias masculina e feminina. Este é o segundo maior grupo de microlepidópteros com uma abertura na genitália feminina. São conhecidas aproximadamente 600 espécies, das quais aproximadamente 50 ocorrem na região Neotropical. Embora a endofagia seja comum nessa superfamília, muitas espécies são exófagas ou detritívoras durante o estágio larval.

5. Heliozelidae. Inclui microlepidópteros diurnos e pequenos, com asa anterior com até 10 mm de comprimento. A fauna neotropical é pouco conhecida, compreendendo sete gêneros, dos quais quatro são monotípicos na América do Sul: *Coptodisca* Walsingham, *Lamprozela* Meyrick, *Monachozela* Meyrick e *Phanerozela* Meyrick. As larvas são minadoras, exceto no último ínstar, quando constroem um tipo de casulo, geralmente ovalado e achatado, com pequenos pedaços da epiderme da folha minada, reunidos pelos fios de seda da própria larva. As plantas hospedeiras citadas com mais frequência são Betulaceae, Cornaceae, Fagaceae e Vitaceae. Referências úteis são Heppner (1984, 1998) e Davis (1998).

6. Adelidae. A família é dividida em Adelinae e Nematopogoninae, sendo esta última a única com representantes da fauna brasileira, diferindo da outra principalmente pelo palpo maxilar com mais de três palpômeros. O único gênero que ocorre no Brasil é *Ceromitia* Zeller, que também está presente no sul da África; adultos são acinzentados e normalmente podem ser coletados à noite com auxílio de armadilhas luminosas. São microlepidópteros com asa anterior medindo até 12 mm de comprimento. A principal característica do grupo é a antena distintamente longa, que, nos machos, pode ser até três vezes o comprimento da asa anterior, enquanto que, nas fêmeas, embora menores, sempre excede o ápice da asa. Espécies sul-americanas são conhecidas pelos hábitos crepusculares e noturnos, contrastantes com os hábitos essencialmente diurnos daquelas da região Paleártica, onde é comum ver enxameamentos próximos às flores. Outra característica é o fato de as larvas não serem endofíticas, como os demais Incurvarioidea que ocorrem no



Figuras 37.33-43. Morfologia externa. **33–35**, cabeça e apêndices, vf; **33**, Nepticulidae; **34**, Bucculatricidae; **35**. Gracillariidae; **36**, Eriocottidae, base da antena; **37**, Gelechiidae, esterno abdominal II; **38**, Yponomeutidae, segmentos abdominais VII-VIII do macho; **39**, Alucitidae, esterno abdominal II; **40**, Nymphalidae, Biblidinae, esternos abdominais VII-VIII; **41**, Riodinidae, perna anterior; **42–43**, Geometridae, órgãos timpânicos; **42**, metatórax e abdômen, vl; **43**, primeiro segmento abdominal, va. Figs. 33 modificado de Davis (1998); 34-35 de Davis & Robinson (1998); 36 de Heppner (1998); 37 de Hodges (1998); 39 de Dugdale *et al.* (1998); 42-43 de Kennel & Eggers (1933) e Scoble (1995).

Brasil. As larvas são normalmente detritívoras, com algumas espécies fitófagas, alimentando-se principalmente de plantas baixas. Referências são Pastrana (1961), Davis (1984, 1998) e Becker (2000).

7. **Cecidosidae**. São conhecidas 16 espécies da família, distribuídas em seis gêneros, sendo quatro sul-americanos—*Cecidoses* Curtis, *Dicranoses* Kieffer & Jörgensen, *Eucecidoses* Brèthes e *Oliera* Brèthes—, um sul-africano, *Scyrothis* Meyrick, e um para a Nova Zelândia, *Xanadoses* Hoare & Dugdale. Os únicos cecidosídeos associados à fauna brasileira pertencem a *Cecidoses*, contando com a espécie-tipo, *C. eremita* Curtis (Fig. 37.105), cuja biologia é relativamente conhecida, e *C. minutanus* Brèthes, ainda pouco estudada. São os únicos incurvarioides, além de duas espécies de Prodoxidae, endêmicas da região Holártica a induzir a formação de galhas no estágio larval. Todas suas plantas hospedeiras (por exemplo, *Schinus* L. e *Rhus* L.) pertencem a Anacardiaceae. As cecídias de *C. eremita* são sésseis, de formato esférico e fechadas no polo superior por um opérculo circular destacável no momento da emergência do adulto. Referências para o grupo são Nielsen & Davis (1985) e Davis (1998).

8. **[Incurvariidae]**. Na região Neotropical, são conhecidas cinco espécies pertencentes a *Basileura* Nielsen & Davis e *Simacauda* Nielsen & Davis, ambos endêmicos do Chile e Argentina. Embora não exista nenhum registro formal desses microlepidópteros para o Brasil, espera-se que, com mais levantamentos nas áreas limítrofes com a Argentina, pelo menos duas espécies sejam encontradas em nosso país, *Basileura elongata* Nielsen & Davis e *Simacauda virescens* Nielsen & Davis. Larvas são minadoras no primeiro ínstar e, nos subsequentes, cortam e agregam pequenos pedaços circulares da planta alimentícia, formando um casulo que carregam junto ao corpo. As principais plantas hospedeiras pertencem a Myrtaceae, Proteaceae e Fabaceae. Referências são Nielsen & Davis (1985) e Davis (1998).

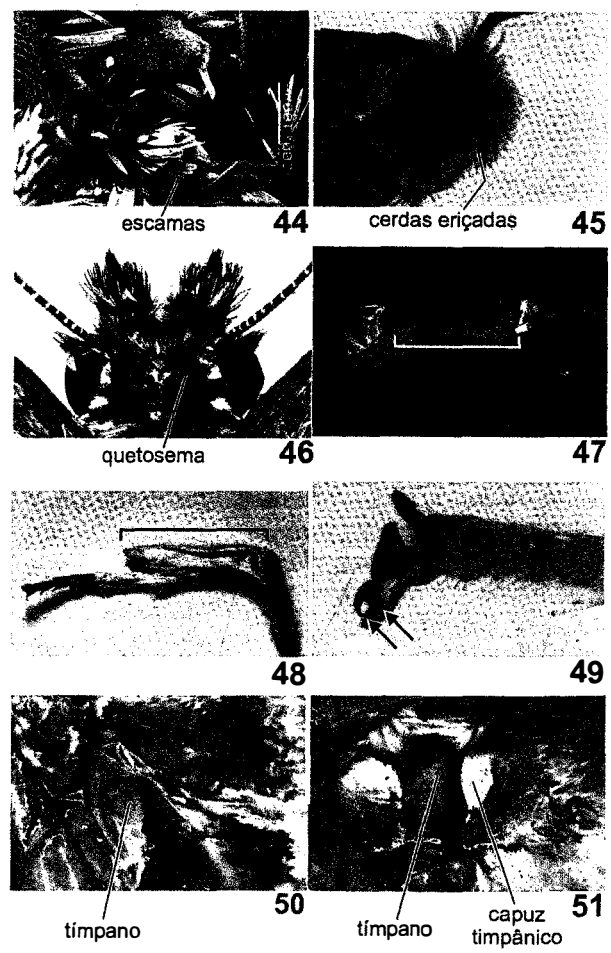
TISCHERIOIDEA

9. **Tischeriidae**. É a única família incluída e compreende somente *Tischeria* Zeller. Ocorre predominantemente na região Holártica, com mais da metade de suas espécies restrita à América do Norte; os demais registros de ocorrência incluem as regiões Neotropical, Afrotropical e Oriental. Até o momento, não se conhece nenhuma espécie da região Australiana. Compreende espécies com asa anterior lanceolada e pontiaguda (Fig. 37.55), geralmente esbranquiçada, amarelada ou escura, com envergadura entre 2 e 11 mm. Asa posterior relativamente mais estreita, com venação reduzida e desprovida de célula discal. Larvas são minadoras. Algumas espécies constroem um tipo de ninho circular, com fios de seda, onde ficam abrigadas quando perturbadas ou quando não estão se alimentando, não raro dando um aspecto empolado à parte lesada da folha. As principais plantas hospedeiras incluem algumas espécies de Asteraceae, Combretaceae, Ericaceae, Fagaceae, Malvaceae, Rhamnaceae, Rosaceae, Sterculiaceae e Tiliaceae. Nenhum dano economicamente importante tem sido atribuído às espécies brasileiras. Referências para a família são Davis (1998) e Diškus & Puplesis (2003).

TINEOIDEA

Considerada uma das mais basais dentro de Ditrysia. Pode ser facilmente distinguida dos demais grupos pelas escamas eriçadas na fronte (Fig. 37.45) e na lateral externa do palpo labial, e pela gálea distintamente curta e livre.

10. **Tineidae**. Os Tineidae são classificados em 16 subfamílias, representados na fauna brasileira por Myrmecozelinae, Neessiinae, Dryadaulinae, Scardiinae, Tineinae, Setomorphinae, Hapsiferinae, Hieroxestinae e Erechthiinae. Em todo o mundo, são conhecidas aproximadamente 3 mil espécies, distribuídas em 320 gêneros. São pequenas mariposas, popularmente conhecidas como traças-das-roupas ou traças-das-paredes em alusão aos hábitos e hábitats das larvas. Em geral, não são fitófagas, alimentando-se de uma variedade de detritos, líquens e fungos. Quase todas as larvas locomovem-se dentro de um tipo de casulo achatado e fusiforme, dentro do qual se abrigam quando não estão em atividade. Algumas espécies são de considerável importância econômica, principalmente de produtos armazenados, como é o caso de *Phereoeca uterella* (Walsingham), conhecida pelos danos que pode causar



Figuras 37. 44-51. Incurvarioidea, escamas imbricadas na base das gáleas (foto: Gilson R. Moreira); **45**, Tineoidea, escamas eriçadas na fronte; **46**, Hesperiidae, quetosema; **47**, Hesperiidae, distância entre as bases das antenas; **48**, Hyblaeidae, pincel de pelos, perna metatorácica; **49**, Pieridae, garra tarsal bífida; **50**, Geometridae, tímpano; **51**, Noctuidae, tímpano e capuz timpânico.

em tecidos de origem animal. Referências são Davis (1984) e Davis & Robinson (1998).

11. Eriocottidae. Esta família tem cerca de 70 espécies em Eriocottinae e Compsocteninae. Eriocottinae é encontrada mais usualmente no Velho Mundo, no sudeste da região Paleártica, Espanha e norte da África, até a Austrália, com um gênero, *Crepidochares* Meyrick. Há cinco espécies dessa subfamília assinaladas para a América do Sul, sendo *C. subtigrina* Meyrick a espécie-tipo do gênero e a única registrada até o momento para o Brasil. Uma segunda, *C. neblinae* Davis, conhecida apenas da localidade tipo (Cerro de La Neblina, Venezuela), talvez também ocorra no Brasil. Compsocteninae distribui-se do sudeste africano até o Taiwan. Imaturos são desconhecidos. Sobre o comportamento dos adultos sabe-se que são atraídos às armadilhas luminosas e que também podem ser coletados durante o dia. Referência: Davis & Robinson (1998).

12. Acrolophidae. Endêmica do continente americano e, em número de espécies, está mais bem representada na região Neotropical. Mariposas pequenas ou de tamanho médio, com corpo robusto e envergadura alar entre 10 e 40 mm; algumas se assemelham a noctuídeos (Fig. 37.107). No estágio larval, podem construir túneis subterrâneos, por onde alcançam as raízes de suas plantas hospedeiras (Gramineae). Algumas espécies são coprófagas, alimentando-se, por exemplo, de fezes de tartarugas e roedores. O maior gênero é *Acrolophus* Poey, com 245 espécies conhecidas. Referências são Davis (1984) e Davis & Robinson (1998).

13. Psychidae. São conhecidos como bicho-do-cesto ou simplesmente bicho-cesto, em alusão às larvas que vivem dentro de cestos, construídos inicialmente com pedaços de folhas, aos quais vão sendo adicionados outros tipos de fragmentos à medida que as larvas sofrem mudas. Próximo de empupar, a larva fixa o cesto a um ramo pela parte mais dilatada, ficando com a cabeça voltada para baixo. O ciclo de vida é relativamente longo; o estágio larval pode durar até cinco meses e o pupal, pouco mais de um mês. Apesar de a maioria das fêmeas serem aladas, formas braquípteras também são encontradas nesse grupo, além das formas larviformes, que normalmente nunca deixam o cesto em que se criaram. Machos são sempre alados e, em geral, de coloração escura e corpo robusto, de tamanho pequeno e médio, com asa anterior variando de 4 a 28 mm de comprimento. Costa Lima (1945) transcreve com detalhes um estudo argentino sobre a biologia de *Oiketicus kirbyi* Guilding (Fig. 37.106), que também pode ser encontrada facilmente no Brasil, onde é considerada uma praga do cafeeiro. Outra espécie relativamente comum em nossa fauna é *O. geyeri* Berg, conhecida como bicho-do-cigarro ou bicho-cigarreiro, alusivo ao formato alongado dos cestos onde vivem as larvas e as fêmeas larviformes. Pouca importância econômica tem sido atribuída a essa espécie. Referências para o grupo são Davis (1984) e Davis & Robinson (1998).

14. Arrhenophanidae. Vários autores consideram Psychidae como o grupo filogeneticamente mais próximo de Arrhenophanidae, alguns, inclusive, citam esta como sendo subordinada à primeira. São mariposas predominantemente neotropicais com 3 gêneros e 21 espécies, havendo um gênero e cinco espécies no sudeste asiático e um gênero monotípico na Austrália. *Arrhenophanes perspicilla* (Stoll) (Fig. 37.108) é uma das espécies mais conhecidas e amplamente distribuídas pela região Neotropical, ocorrendo de Veracruz (México) até Missiones (Argentina) e Rio Grande do Sul, onde também é encontrada *A. volcanica* Walsingham. Aspectos da biologia e dos estágios imaturos de *A. perspicilla* são conhecidos e foram incluídos em estudo taxonômico e cladístico da família. Larvas vivem em fungos de *Polyporus* (Persoon) Gray (Polyporaceae), popularmente conhecidos como orelha-de-pau. Referências úteis são Costa Lima (1945), Davis & Robinson (1998) e Davis (2003, 2006).

GRACILLARIOIDEA. Em todo o mundo, são conhecidas cerca de 2.300 espécies, em pouco mais de 100 gêneros. Caracteriza-se pelas larvas minadoras ou brocadoras nos ínstares jovens e pelos ganchos dos larvópodes distribuídos em penelipse lateral, com ganchos dispersos internamente; na fase de pupa, pela extrusão parcial do casulo antes da emergência do adulto e pela presença de espinhos tergais no abdômen; na fase adulta, pelas escamas assentadas na fronte, palpo labial desprovido de cerdas laterais, gálea alongada e aproximada na base, ausência de células intercalares na asa anterior e de lobos pleurais no segmento abdominal VIII do macho.

15. Bucculatricidae. Seu posicionamento taxonômico é controverso. Inclusa em Gracillarioidea por caracteres de pupa, foi posteriormente transferida para Yponomeutoidea e, em seguida, para Tineoidea com base na ausência de lobos pleurais no segmento abdominal VIII dos machos. Atualmente foi incluída novamente em Gracillarioidea, mais proximamente relacionada aos Gracillariidae (cosmopolita) e Roeslerstammiidae (Velho Mundo). Compreende 250 espécies distribuídas no mundo, cerca de 40% das quais ocorrem na região Neártica. Na região Neotropical, encontramos *Bucculatrix* Zeller, com sete espécies, facilmente distinguidas das demais espécies de microlepidópteros pelo formato subtriangular da cabeça em vista anterior, pela presença de escamas eriçadas no vértice, escapo expandido e primeiro flagelômero escavado nos machos. São mariposas pequenas, com comprimento da asa anterior variando de 2,5 a 7,0 mm. São conhecidas as biologias das espécies de *Bucculatrix* Zeller encontradas ao norte do México, incluindo *B. gossypiella* Morril e *B. thurberiella* Busck, também registradas para a região Neotropical como importantes pragas do algodoeiro. Possuem modo de vida do tipo minador nos dois primeiros ínstares larvais e parte do terceiro; nos demais ínstares passam a alimentar-se da parte superficial das folhas de suas plantas hospedeiras. Referências incluem Mosher (1916), Braun (1963), Kyrbi (1984), Robinson (1988), Davis & Robinson (1998) e Kristensen & Skalski (1998).

16. Gracillariidae. Considerada a principal linhagem de lepidópteros minadores, com cerca de 200 espécies neotropicais.

Gracillariidae é grupo-irmão de Roeslerstammiidae. Nessas duas famílias, a antena é geralmente longa ou quase tão longa quanto o comprimento da asa anterior e, além disso, o óstio da bolsa copuladora encontra-se no esternito VIII. Em Gracillarioidea, Gracillariidae e Roeslerstammiidae são as únicas famílias que possuem signos em forma de adaga. No entanto, essa característica parece pouco informativa, pois está presente em outros grupos, como Erechthiinae (Tineidae). Estão divididos em Gracillariinae, Lithocolletinae e Phyllocnistinae. Gracilariídeos são mariposas pequenas, com comprimento alar variando de 2 a 10 mm. Em repouso, mantêm a porção anterior do corpo levantada, com as pontas das asas tocando a superfície onde estão pousadas. Há espécies de considerável importância econômica devido ao hábito minador das larvas, atacando principalmente as folhas e os frutos de árvores ou pequenos arbustos. No Brasil, desde que foi encontrada no Estado de São Paulo, *Phyllocnistis citrella* Stainton (Phyllocnistinae), originária da região asiática, tem causado sérios danos aos citros. Larvas causam danos diretos às brotações, destruindo-as completamente. Contudo, os danos indiretos podem ser os mais severos, porque o dano causado pelo inseto aumenta a infestação da bactéria do cancro cítrico, doença que pode reduzir e comprometer toda a produção em escala internacional. Referências mais importantes são Davis & Robinson (1998) e Prins & Prins (2005).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Asa posterior com a base de RP formando uma alça em direção à margem costal, quase tocando o ápice da Sc (Fig. 37.60) ..... **Gracillariinae**
— Asa posterior com a base de RP paralela ou quase paralela à margem costal (Fig. 37.61) **2**

2(1). Cabeça geralmente com tufos de cerdas piliformes na região occipital ..... **Lithocolletinae**
— Cabeça sem tufos de cerdas piliformes na região occipital .... **Phyllocnistinae**

YPONOMEUTOIDEA. O monofiletismo da superfamília tem sido sustentado com base na presença de lobos pleurais no segmento abdominal VIII do macho. Contudo, alguns autores enfatizam que os limites da superfamília ainda não estão bem estabelecidos e que estudos complementares são necessários, considerando principalmente a escassez de informações sobre os representantes da fauna Neotropical.

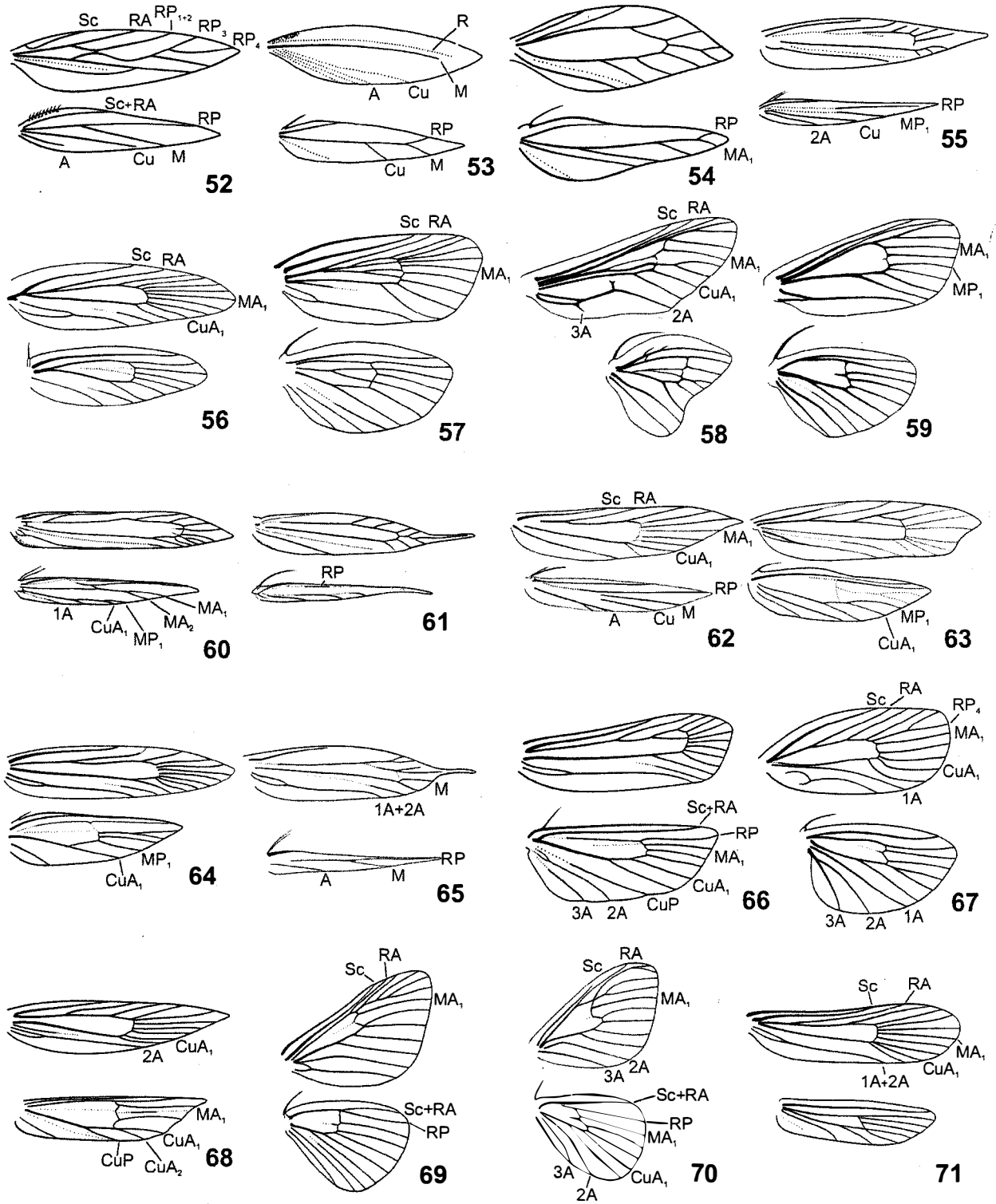
17. Heliodinidae. Cosmopolita. Pertence a um possível grupo monofilético no qual também estão incluídas Bedelliidae e Lyonetiidae. São reconhecidas 72 espécies em 13 gêneros, além de um número significativo de táxons *incertae sedis*. Para o Brasil, foram descritas três espécies até o momento— *Copocentra porphyropis* Meyrick, *C. saltatoria* Meyrick e *Ecrectica fasciata* Walker—, mas são estimadas dez espécies para a fauna brasileira, incluindo a fauna de países vizinhos. Adultos (Fig. 37.109) forrageiam em flores ao longo do dia e são pouco atraídos à luz; suas atividades normalmente se restringem aos ambientes próximo às fontes de alimento. Se as flores não são inspecionadas com cuidado, passam despercebidos devido pelo tamanho, que varia de 7 a 15 mm de comprimento. Muitas espécies são minadoras de folhas no estágio larval, algumas vivem como brocas em galhos e frutos, outras vivem em comunidades exofíticas; alimentam-se de dicotiledôneas pertencentes a Chenopodiaceae, Nytaginaceae, Araliaceae, Onagraceae e Aizoaceae. Referências são Kyrki (1984), Dugdale *et al.* (1998) e Hsu & Powell (2005).

18. Glyphipterigidae. São conhecidas cerca de 400 espécies, em duas subfamílias, Orthoteliinae, da região Paleártica, está representada por uma espécie, *Orthotelia sparganella* (Thunberg), e Glyphipteriginae, cosmopolita, com mais de 20 gêneros monotípicos e cerca de um terço de suas espécies em *Glyphipterix* Hübner. Das 100 espécies registradas para a região Neotropical, estima-se que metade ocorra no Brasil. São microlépidopteros de hábitos diurnos e noturnos, não raro com máculas metálicas nas asas (Fig. 37.110). Larvas são brocas de sementes ou galhos, algumas espécies vivendo dentro das axilas foliares e poucas são minadoras. Alimentam-se principalmente de espécies de monocotiledôneas pertencentes a Juncaceae e Cyperaceae; outros registros de plantas hospedeiras incluem representantes de Poaceae, Araceae, Piperaceae, Urticaceae e Crassulaceae. Empupam em suas próprias galerias. Referências mais relevantes são Kyrki (1984), Dugdale *et al.* (1998) e Becker (2000).

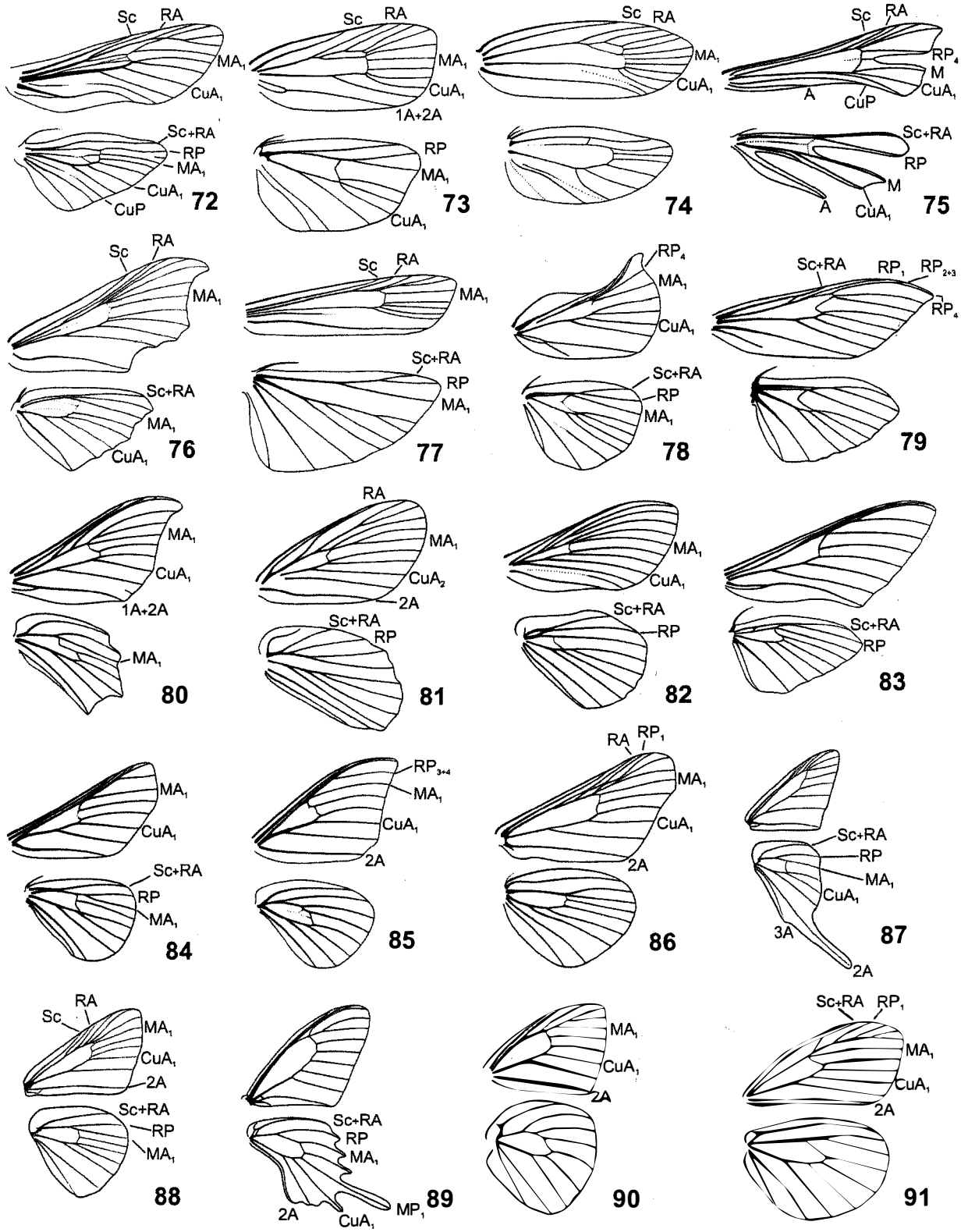
19. Acrolepiidae. Compreende cerca de 100 espécies de microlepidópteros crepusculares ou noturnos, distribuídos predominantemente pela região Paleártica. Cinco espécies são estimadas para o Brasil. Caracterizados pela genitália masculina e pela venação da asa posterior, com MA_1/MA_2 e MP_1/CuA_1 pedunculadas (Fig. 37.63). Espécies com biologia conhecida são minadoras de folhas; outros brocam ramos, botões florais, sementes e bulbos, causando, às vezes, danos consideráveis. Suas principais plantas hospedeiras incluem Asteraceae, Dioscoreacea, Lamiaceae, Liliaceae e Solanaceae. No Brasil, até o momento, nenhuma espécie com importância econômica foi registrada. Referências para a família são Gaedike (1984) e Dugdale *et al.* (1998).

20. Plutellidae. A família é pouco representada no Novo Mundo. *Plutella xylostella* (L.) (Fig. 37.111), a traça-das-crucíferas, é a espécie mais estudada e conhecida; originária do Mediterrâneo, centro de diversidade das brássicas, espalhou-se rapidamente pelo mundo. No Brasil, os primeiros danos causados por *P. xylostella* foram registrados em cultivos de repolho, no Estado da Bahia. Alimenta-se da parte externa ou interna das folhas, inutilizando-as para o consumo. Algumas das dificuldades observadas no seu controle devem-se ao fato de as áreas de cultivo coexistirem durante o ano todo, com plantas de diferentes idades, proporcionando à praga quantidade abundante e contínua de alimento; além disso, devido a seu hábito alimentar, a fase larval na maioria das vezes encontra-se protegida no interior da folha. Além das brássicas, os plutelídeos alimentam-se de outros grupos vegetais, como Caprifoliaceae, Celastraceae, Fagaceae, Juglandaceae, Oleaceae, Rutaceae e Ulmaceae. Algumas referências são Kyrki (1984), Heppner (1984) e Dugdale *et al.* (1998).

21. Lyonetiidae. Possui pouco mais de 200 espécies em duas subfamílias: Lyonetiinae e Cemiostominae. Pequenos, raramente excedendo 6 cm de envergadura alar; a maioria das espécies tem coloração clara e máculas metálicas nas asas. Em geral, têm hábitos noturnos; durante o dia, podem ser encontrados na superfície abaxial das folhas, onde normalmente as fêmeas realizam suas posturas, que podem ser externas, típicas de Cemiostominae, ou internas, típicas de Lyonetiinae. Possui



Figuras 37.52-71. Venação alar, asas anterior e posterior. **52**, Nepticulidae; **53**, Opostegidae; **54**, Heliozelidae; **55**, Tischeriidae; **56**, Tineidae; **57**, Acrolophidae; **58**, Psychidae; **59**, Arrhenophanidae; **60–61**, Gracillariidae; **60**, Gracilariinae; **61**, Phyllocnistinae; **62**, Heliodinidae; **63**, Acrolepiidae; **64**, Plutellidae; **65**, Lyonetiidae; **66**, Yponomeutidae; **67**, Oecophoridae; **68**, Gelechiidae, Gelechiinae; **69**, Megalopygidae; **70**, Dalceridae; **71**, Sesiidae. Figs. 52-54, 63 modificadas de Covell (1984); 55 e 62 de Costa Lima (1945).



Figuras 37.72-91. Venação alar, asas anterior e posterior. **72**, Cossidae, Zeuzerinae; **73**, Tortricidae, Tortricinae; **74**, Urodidae, Urodinae; **75**, Pterophoridae, Pterophorinae; **76**, Thyrididae, Siculodinae; **77–78**,Pyralidae; **77**, Phycitinae; **78**, Chrysauginae; **79**, Crambidae, Crambinae; **80**, Mimallonidae; **81–82;** Lasiocampidae; **81**, Macromphaliinae; **82**, Lasiocampinae; **83**, Sphingidae, Sphinginae; **84**, Bombycidae, Apatelodinae; **85**, Saturniidae, Ceratocampinae; **86**, Hedylidae; **87–88**, Hesperiidae; **87**, Eudaminae; **88**, Hesperiinae; **89**, Papilionidae, Papilioninae; **90–91**, Pieridae; **90**, Coliadinae; **91**, Dismorphiinae.

espécies economicamente importantes, como *Perileucoptera coffeella* (Guérin-Menéville) (Cemiostominae) (Fig. 37.112), popularmente conhecida como bicho-mineiro, principal praga do cafeeiro. Essa espécie é originária do continente africano, mas, com as plantações de café, se espalhou rapidamente pelo mundo. No Brasil, os danos causados pelas larvas de *P. coffeella* começaram a ser constatados a partir de 1850. Nas espécies cujas posturas são externas, como é o caso de *P. coffeella*, as larvas, ao emergirem, passam diretamente do ovo para o parênquima foliar, alimentando-se do tecido existente entre as duas epidermes. As larvas geralmente são minadoras de folhas, alimentando-se principalmente de dicotiledôneas como Betulaceae, Fabaceae e Rosaceae, além de monocotiledôneas Liliaceae. Referências para a família incluem Dugdale *et al.* (1998) e Becker (2009).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Antena excedendo o ápice da asa anterior. Asa anterior lanceolada, estreita, frequentemente com máculas escuras na metade basal. Tergos abdominais desprovidos de espinhos ... . **Lyonetiinae**

— Antena não excedendo o ápice da asa anterior. Asa anterior estreita, ligeiramente alargada, com máculas metálicas concentradas no ângulo anal. Tergos abdominais com pequenos espinhos ..... **Cemiostominae**

22. Yponomeutidae. A classificação de Yponomeutidae baseia-se primariamente em representantes da região Holártica, com seis subfamílias: Attevinae, Praydinae, Scythropiinae, Argyresthiinae, Saridoscelinae e Yponomeutinae. Para o Brasil, são assinaladas as duas subfamílias da chave abaixo. Compreende cerca de 700 espécies e tem distribuição mundial, com 121 espécies neotropicais. Microlepidópteros com 12 a 30 mm de envergadura alar e padrões de coloração variados, às vezes com máculas de cores vistosas. O estreitamento na margem costal da asa posterior, tido como um caráter exclusivo da família, tem sido observado também em outras famílias de Yponomeutoidea, como Ypsolophidae, Acrolepiidae e Glyphipterigidae. *Atteva pustulella* (Fabricius) (Attevinae) (Fig. 37.113) é a espécie mais estudada da família, distribuída desde o Panamá até a Argentina. As larvas são gregárias ou solitárias, vivem sob a superfície externa de suas plantas hospedeiras, não raro protegidas em abrigos construídos com folhas do próprio alimento. Alimentam-se principalmente de Aceraceae, Betulaceae, Celastraceae, Corylaceae, Crassulaceae, Empetraceae, Ericaceae, Fagaceae, Lauraceae, Oleaceae, Rhamnaceae, Rosaceae, Salicaceae, Santalaceae, Saxifragaceae e Simaroubaceae. Nenhum dano economicamente importante é atribuído às espécies brasileiras. Referência para a família é Dugdale *et al.* (1998).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Dugdale *et al.* 1998)

1. Quetosema presente. Esporões tibiais 0-2-0 ..... **Attevinae**

— Quetosema ausente. Esporões tibiais 0-2-4 ...**Yponomeutinae**

GELECHIOIDEA. Considerada uma das principais radiações do clado Ditrysia. Compreende cerca de 16.250 espécies, reunidas em 1.425 gêneros. Considerada monofilética pela presença de escamas imbricadas na superfície dorsal da probóscide, estendendo-se da base até a metade de seu comprimento, esse caráter é considerado universal para o grupo, mas está presente também em duas outras superfamílias do clado Ditrysia, Choreutoidea e Pyraloidea. Posteriormente o monofiletismo de Gelechioidea foi corroborado considerando as antenas da pupa unidas próximo à metade de seu comprimento, um caráter exclusivo da superfamília, revertendo à condição plesiomórfica em três ou quatro ocasiões, com as antenas distintamente separadas. Os Gelechioidea foram divididos em duas linhagens principais, a dos gelequioides e dos ecoforoides, definidas por caracteres reconhecidamente homoplásticos.

23. Gelechiidae. É uma das maiores famílias de "Microlepidotera", com mais de 4.600 espécies e cerca de 500 gêneros em todo mundo. Quase um terço dessas espécies pertence à fauna da região Paleártica. A região Neotropical abriga a segunda maior riqueza de espécies, cerca de 860 espécies, seguida pelas regiões Neártica, Australiana, Oriental e Afrotropical. Das 12 sinapomorfias consideradas para os Gelechioidea, duas são exclusivas da família: superfície ventral da asa anterior das fêmeas com uma fileira de escamas estreitas na veia radial; em vista ventral, porção mediana do gnato falciforme e curvada para baixo. Para alguns autores, Gelechiidae é grupo-irmão de Cosmopterigidae. Estudos mostram que esse relacionamento sustenta-se graças a caracteres homoplásticos, sendo os mais informativos derivados da metafurca. Das quatro subfamílias reconhecidas, duas ocorrem no Brasil, Gelechiinae e Pexicopiinae. Possuem coloração pouco vistosa, geralmente são amarelados ou acinzentados, com envergadura alar entre 7 e 25 mm. São facilmente reconhecidos pelo aspecto da asa posterior, com margem externa sinuosa e ápice pontiagudo, lembrando o perfil da proa de um navio. Quando em repouso, os adultos costumam manter a porção anterior do corpo erguida. Algumas espécies são de importância econômica, sendo bem conhecidos os danos causados: *Sitotroga cerealella* (Olivier) (Pexicopiinae), traça-do-milho, cujas larvas se desenvolvem em grãos, na espiga ou em armazenados; *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Pexicopiinae), lagarta-rosada-do-algodoeiro e do quiabeiro; *Phthporimaea operculella* (Zeller) (Gelechiinae), traça-da-batatinha, cujas larvas são brocas de solanáceas (batata, tomate, berinjela, tabaco); e *Stegasta bosqueella* (Chambers) (Gelechiinae), larva-do-pescoço-vermelho, que ataca as pontas e axilas das folhas de amendoim. Imaturos de Gelechiidae são pouco mais conhecidos que os das demais famílias de Gelechioidea pelo fato de algumas espécies serem pragas agrícolas. Porém, mesmo para essas espécies, ainda faltam estudos morfológicos detalhados, que são fundamentais para seu entendimento taxonômico. Ovos são pequenos e variam de subcilíndricos a fusiformes. Larvas prognatas ou hipognatas; semelhantes às de Cosmopterigidae e Oecophoridae, às vezes de difícil distinção. Pupas quase sempre protegidas em casulos; a exúvia pupal permanece no casulo mesmo após a emergência do adulto. No estágio larval, Gelechiidae compreende praticamente todos os tipos

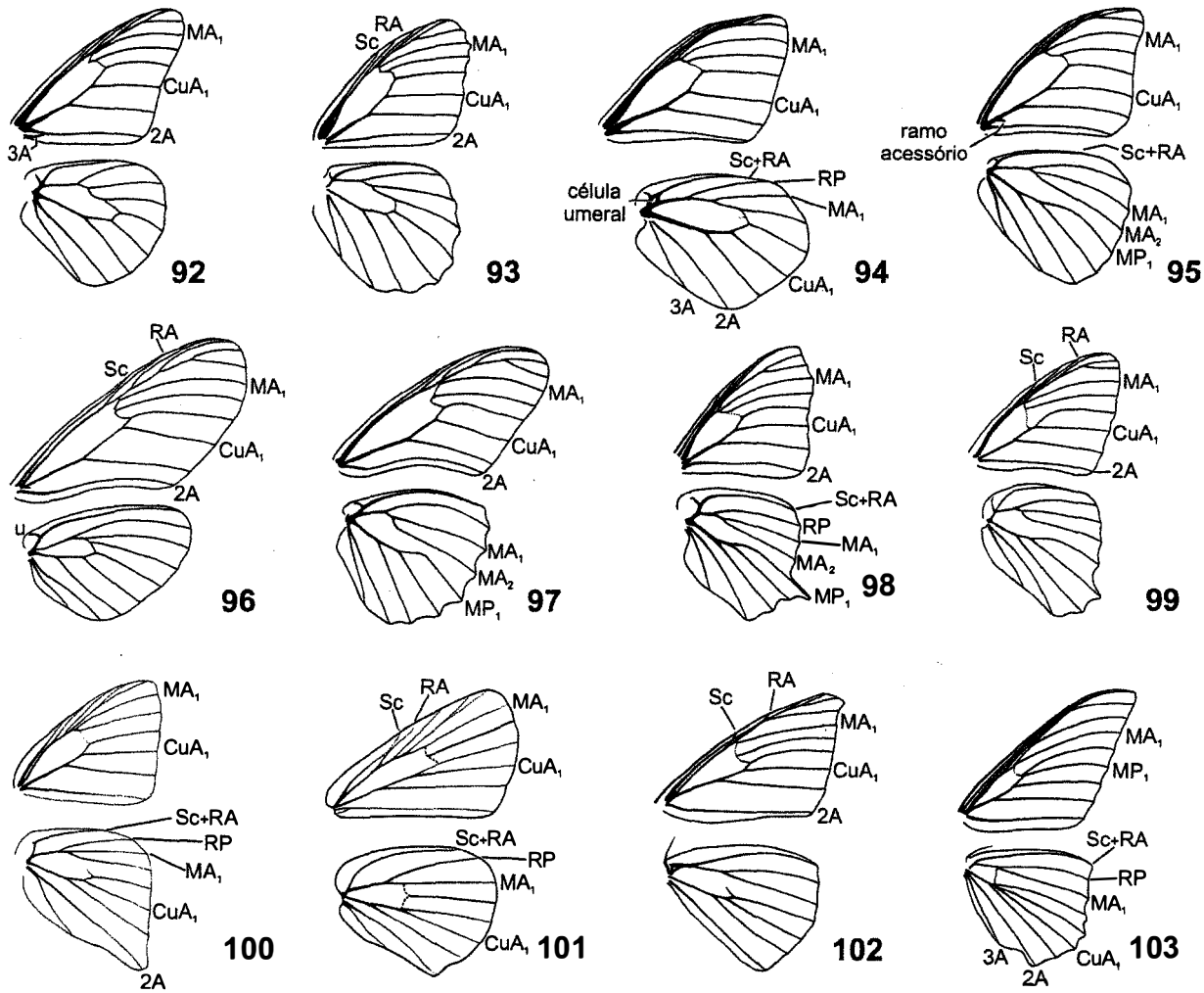
de hábitos alimentares conhecidos para Lepidoptera, com exceção da fungivoria e da exofagia. Até o momento, foram registradas 108 famílias de plantas hospedeiras, de diferentes domínios biogeográficos (ver HOSTS - The Hostplants and Caterpillars Database, http://flood.nhm.ac.uk/cgi-bin/perth/hosts/index.dsml). Para as espécies do hemisfério sul, são registradas as seguintes plantas hospedeiras, em ordem decrescente do número de registros: Fabaceae, Euphorbiaceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Myrtaceae e Combretaceae. A maioria das espécies da região Neártica é univoltina, porém populações de latitudes mais ao sul costumam ter duas ou mais gerações por ano. A hibernação pode ocorrer em qualquer um dos estágios imaturos. Adultos são crepusculares ou noturnos, normalmente coletados em lâmpadas de vapor de mercúrio. Referências para a família são os trabalhos de Hodges (1998), Kaila (2004) e Bucheli & Wenzel (2005).

Chave de identificação para as subfamílias encontradas no Brasil (modificada de Hodges 1998)

1. Esterno abdominal II com um par de vênulas e outro de apódemas (Fig. 37.37). Antena geralmente sem pécten .... **Gelechiinae**

— Esterno abdominal II com um par de apódemas, sem vênulas. Antena geralmente com pécten ..... **Pexicopiinae**

24. Cosmopterigidae. Esta família é filogeneticamente próxima de Gelechiidae, com a qual compartilha nove caracteres homoplásticos, sendo os mais informativos provenientes da furca metatorácica. Estão divididos em três subfamílias, Antequerinae, restrita à região holártica, Chrysopeleiinae e Cosmopteriginae, cosmopolitas. São encontrados em todas as partes do mundo, mas, das quase 1.700 espécies descritas para a família até o momento, menos de 150 ocorrem na região Neotropical. A envergadura alar varia entre 4 e 26 mm. Algumas espécies são pragas agrícolas, como a lagarta-rosada-do-algodoeiro, *Sathrobrota rileyi* (Walsingham), confundindo-se às vezes com as larvas de *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Gelechiidae), cujos ganchos dos larvópodes são ordenados em círculo, não em penelipse mesal, como na outra espécie. Ovos são difíceis de serem encontrados na natureza; em geral, não excedem a 0,5 mm de diâmetro. As larvas prognatas ou ligeiramente hipognatas, em geral



Figuras 37.92-103. Venação alar, asas anterior e posterior. **92–99**, Nymphalidae; 92, Danainae; **93–95**, Satyrinae; **96–97**, Heliconiinae; **98**, Nymphalinae; **99**, Limenitidinae; **100**, Riodinidae, Euselasiinae; **101**, Lycaenidae, Polyommatinae; **102**, Geometridae; **103**, Noctuidae, Erebinae.

são minadoras foliares de monocotiledôneas, mas há também algumas espécies que se alimentam de parênquima ou que vivem como brocas de caule e sementes de outros grupos vegetais, incluindo, por exemplo, espécies de Fabaceae, Moraceae e Urticaceae; outras são predadoras de cocoideos (Heteroptera: Sternorrhyncha). Pupas de algumas espécies são mantidas dentro de casulos, onde costumam ser encontradas as exúvias pupais após a emergência dos adultos. Adultos têm hábitos e comportamento pouco conhecidos e, geralmente são coletados à noite, com lençol branco e lâmpada de vapor de mercúrio, embora o gênero *Cosmopteryx* Hübner compreenda espécies diurnas e crepusculares. Referências são Heppner (1984), Hodges (1998) e Kaila (2004).

Chave de identificação para as subfamílias encontradas no Brasil

1. Célula discal da asa posterior aberta ..... **Chrysopeleiinae**
— Célula discal da asa posterior fechada ..... **Cosmopteriginae**

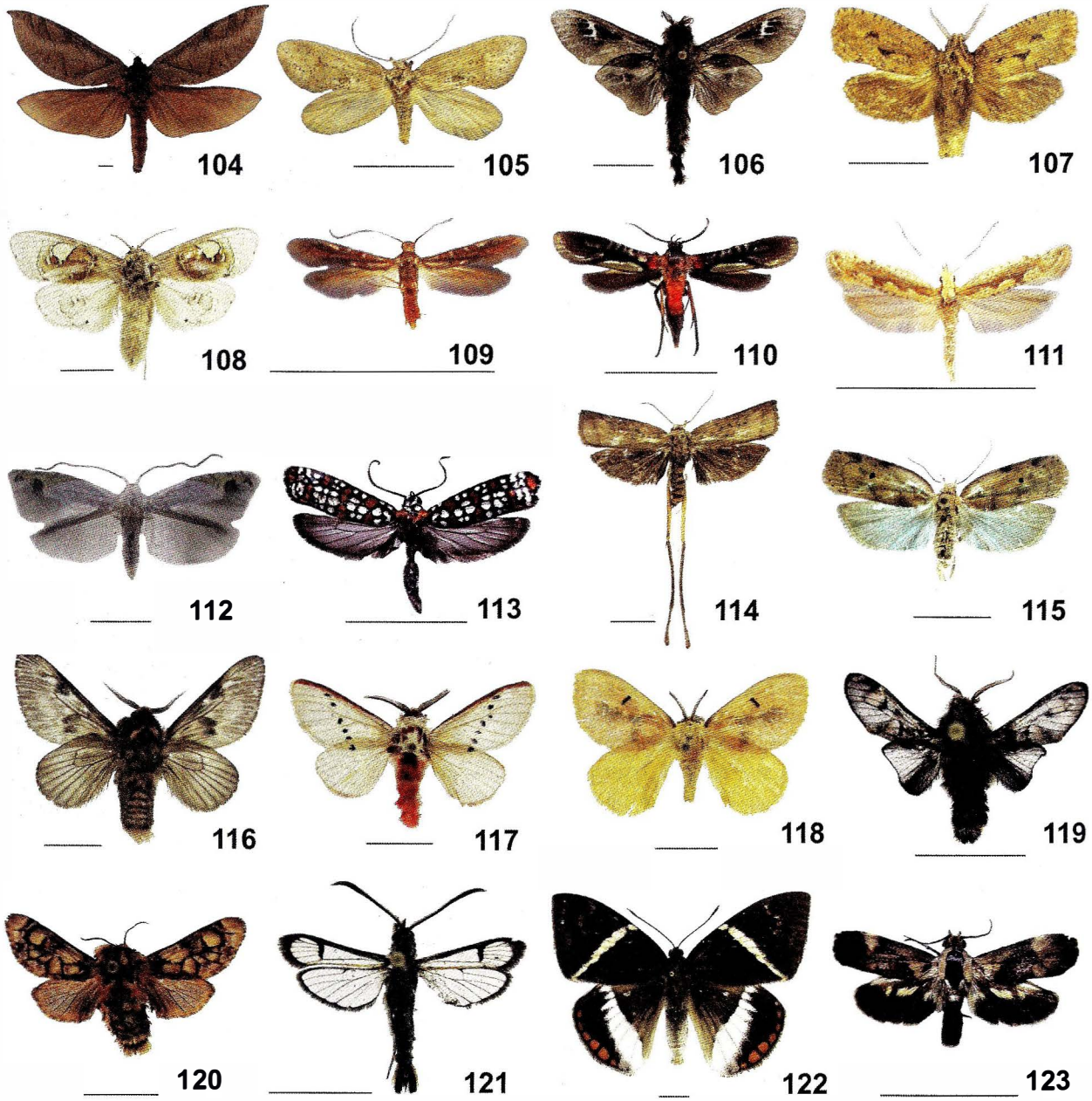
25. Xyloryctidae. Com cerca de 80 gêneros e mais de 800 espécies, a família está distribuída mundialmente; medem em geral entre 10 e 20 mm de envergadura alar. Estão divididos em duas subfamílias: Xyloryctinae, assinalada para a África, Indoaustrália e Polinésia; e Scythridinae, de distribuição cosmopolita. As espécies brasileiras pertencem a *Scythris* Hübner, com 12 espécies descritas para a América do Sul (Colômbia, Peru, Brasil e Paraguai). Adultos são caracterizados pelo pécten antenal e pelos ocelos, quando presentes, distintamente separados dos olhos. Asa anterior lanceolada, com um pterostigma adjacente à margem costal, entre Sc e RA; RA originando-se na metade superior ou próximo à base da célula discal; RP_1 mais próxima de RP_2 que de RA; RP_3 e RP_4 às vezes pedunculadas; CuA_2 formando ângulo de aproximadamente 90° com o tronco da veia cubital; CuP indistinta ou ausente mesmo próximo á margem externa da asa; CuA_2 no ponto de origem muito curvada e geralmente aproximando-se de CuA_1; veias anais em forquilha na base. Asa posterior mais estreita que a anterior, com Sc+RA e RP fusionadas na base. Segmentos abdominais I a VIII (machos) e I a VI ou I a VII (fêmeas) com cerdas espiniformes distribuídas em bandas transversais na porção posterior de cada tergito, de modo semelhante a alguns Oecophoridae. Pupas são robustas e desprovidas de cremáster. Não há nenhuma informação disponível sobre a biologia das espécies que ocorrem no Brasil. No entanto, para algumas espécies não neotropicais, sabe-se que as larvas são fitófagas e geralmente encontradas em folhas jovens e brotos; algumas vivem como minadores. No total, são registradas mais de 20 famílias de plantas hospedeiras, entre as quais citam-se: Apiaceae, Asteraceae, Cactaceae, Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Hydrophyllaceae, Lamiaceae, Malvaceae, Onagraceae, Poaceae, Polygonaceae, Portulacaceae e Solanaceae. Referências para Xyloryctidae são Heppner (1984), Hodges (1998) e Kaila (2004).

26. Oecophoridae. Inclui espécies de pequeno a médio porte, com envergadura alar entre 3 e 30 mm. Com duas subfamílias: Oecophorinae, cosmopolita e Stathmopodinae, afrotropical e indo-australiana. Oecophoridae é parafilética em relação a Coleophoridae, onde Stathmopodinae está filogeneticamente mais próxima de Batrachedrinae (Batrachedridae) do que de Oecophorinae, ou seja, não foram encontradas evidências morfológicas, nem moleculares para sustentar o monofiletismo de Oecophoridae. Adultos são caracterizados pela asa anterior predominantemente metálica ou exibindo máculas metálicas, não raro com padrão de coloração críptico (Fig. 37.114); ligeiramente ovalada, de duas a três vezes mais longa do que larga (Oecophorinae); ápice quase sempre arredondado; margem externa pouco definida, convexa ou reta; ângulo anal desenvolvido em algumas espécies. Asa posterior variável, geralmente larga, ovalada a lanceolada, mais curta ou aproximadamente do mesmo comprimento da anterior; margem costal arredondada; região anal às vezes bem definida; frênulo com duas ou três cerdas nas fêmeas; franja até duas vezes o comprimento da asa. Imaturos semelhantes aos de Gelechiidae e Cosmopterigidae. A maioria dos ecoforídeos no estágio larval é fitófaga, sendo que algumas são detritívoras (Oecophorinae), atacando cereais armazenados, frutas secas, artigos de lã, peles de animais e carne seca, e outras podem estar associadas a fungos. Algumas espécies brasileiras têm sido assinaladas como pragas de plantas cultivadas. Referências são Kaila (2004) e Bucheli & Wenzel (2005).

27. Deoclonidae. Com três gêneros e quatro espécies, são divididos em duas subfamílias: Deocloninae, endêmica do Novo Mundo, com dois gêneros e quatro espécies, e Syringopainae, com uma espécie, *Syringopais temperatella* (Lederer), distribuída pela região Paleártica. Deocloninae é o grupo mais basal de Gelechioidea, caracterizado pela antena pouco menor ou tão longa quanto a asa anterior, basalmente quase tocando o olho composto. Asa anterior subretangular, com ápice arredondado, retináculo composto por escamas simples, contíguo ao tronco de Sc nos machos ou de CuA nas fêmeas; RP_4 terminando na margem costal; MA_1 e MA_2 fusionadas; CuA_1 e CuA_2 separadas; CuP ausente; 1A e 2A em forquilha basal. Asa posterior subtrapezoidal, com ápice arredondado e margem externa retilínea ou ligeiramente convexa; fêmeas com duas cerdas frenulares; célula discal aberta, com Sc e RA fusionadas desde a base da asa, porém separadas de RP; RP/MA_1 e MP_1/CuA_1 pedunculadas; MA_1 e MA_2 separadas. Pouco se conhece sobre os imaturos de Deoclonidae. Larvas alimentam-se de vegetais em decomposição, como, por exemplo, vagens secas de fabáceas e liliáceas, e frutos mumificados de rosáceas. Pupas são caracterizadas pela presença de protuberâncias estriadas no protórax. Referências são Hodges (1998) e Kaila (2004).

28. Coleophoridae. A família tem distribuição mundial, mas, em número de espécies, está mais bem representada nas regiões Neártica e Paleártica. Microlepidópteros de asas estreitas, lanceoladas e com franjas longas. A fauna brasileira compreende aproximadamente 220 espécies, em três subfamílias, Batrachedrinae, Momphinae e Coleophorinae, cujas relações de parentesco ainda não estão bem resolvidas. Adultos com envergadura alar entre 6 e 22 mm, coloração clara, quase sempre sem manchas vistosas nas asas. Antena normalmente estendida para frente quando em repouso. Asa

anterior estreita e lanceolada; ápice raramente romboide; RP_1 originando-se próximo ou antes (nesse caso, sem pterostigma) do ângulo superior da célula discal; RP_3 e RP_4 pedunculadas; RP_4 terminando na margem externa; pterostigma, quando presente, entre Sc e RA; Anais em forquilha. Asa posterior mais estreita e curta que a anterior, com franjas longas. Epífise geralmente pouco desenvolvida; ausente em algumas espécies de *Coleophora* Hübner. Em Coleophorinae, os sete primeiros tergitos abdominais são cobertos por dois pequenos grupos de espinhos, distribuídos longitudinalmente; as demais subfamílias não têm espinhos, mas, se presentes, se encontram distribuídos aleatoriamente e cobertos por escamas. Forrageiam com o corpo paralelo ao substrato e com as asas enroladas. Poucas espécies têm seus estágios imaturos conhecidos; em geral, somente as larvas costumam ser identificadas. Ovos são pequenos, alongados e de cório finamente reticulado. Larvas prognatas e com seis estemas de cada lado da cabeça, distribuídos em semicírculo. Pupas em



Figuras 37.104-123. Adultos, vista dorsal. **104**, Hepialidae, *Trichophassus giganteus* (Herrich-Schäffer); **105**, Cecidosidae, *Cecidose eremita* Curtis; **106**, Psychidae, *Oiketicus kirbyi* Guilding; **107**, Acrolophidae, *Acrolophus cossoides* Felder & Rogenhofer; **108**, Arrhenophanidae, *Arrhenophanes perspicilla* (Stoll); **109**, Heliodinidae, *Heliodines* Stainton; **110**, Glyphipterigidae, *Cotaena mediana* Walker; **111**, Plutellidae, *Plutella xylostella* (L.); **112**, Lyonetiidae, *Perileucoptera coffeella* (Guérin-Menéville); **113**, Yponomeutidae, *Atteva pustulella* (Fabricius); **114**, Oecophoridae, *Thioscelis geranomorpha* Meyrick; **115**, Elachistidae, *Lethata* Duckworth; **116–117**, Megalopygidae; **116**, Megalopyginae, *Megalopyge lanata* (Cramer); **117**, Trosiinae; **118**, Dalceridae; **119**, Limacodidae, *Phobetron hipparchia* (Cramer), macho; **120**, *Phobetron hipparchia* (Cramer), fêmea; **121**, Sesiidae; **122**, Castniidae, *Telchin licus* Drury; **123**, Brachodidae, *Sagalassa* Walker.

geral diferem dos demais grupos pelo palpo labial e fêmures proeminentes; normalmente são encontradas dentro de abrigos larvais. A maioria das espécies de *Coleophora* Hübner tem larvas minadoras somente no primeiro ínstar; nos subsequentes, vivem na superfície externa das folhas, em abrigos construídos com materiais provenientes da própria alimentação. Algumas espécies podem ser minadoras durante todo o estágio larval, mas, nesse caso, somente a parte anterior do corpo da larva fica no interior da folha, a outra parte fica protegida pelo abrigo larval que normalmente se adere à superfície externa da folha. Larvas de alguns Batrachedrinae são detritívoras ou predadoras, vivendo como inquilinos em galhas ou como comensais em ninhos de aranhas; muitas não confeccionam abrigos. Larvas de Momphinae são minadores e alimentam-se de diferentes tecidos vegetais ao longo de seu desenvolvimento. Mais de 30 famílias de coníferas, mono e dicotiledôneas são registradas como plantas hospedeiras. Algumas espécies são importantes pragas agrícolas, como *Batrachedra nuciferae* Hodges, cujas larvas causam sérios danos à cultura do coqueiro. Referências úteis aqui são Pastrana (1963), Hodges (1998), Kaila (2004) e Bucheli & Wenzel (2005).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Tergitos abdominais com cerdas espiniformes ... **Momphinae**
— Tergitos abdominais sem cerdas espiniformes **2**

2(1). Asa posterior com MP_1 e CuA_1 fusionadas .... **Batrachedrinae**
— Asa posterior com MP_1 e CuA_1 separadas ... **Coleophorinae**

29. Elachistidae. O monofiletismo da família foi proposto considerando dois caracteres de pupa: presença de côndilos laterais entre os segmentos abdominais V e VI e entre o VI e VII e superfície ventral do segmento IX com cerdas recurvadas próximas à linha mediana. Posteriormente o monofiletismo da família foi corroborado sustentando-se em caracteres homoplásticos: presença de uma sutura oblíqua em direção à incisão mediana do mero e pernas metatorácicas da pupa expostas distalmente. Mais recentemente, analisando dados morfológicos e moleculares, Elachistidae aparece parafilética em relação aos Scythridinae (Xyloryctidae). Cosmopolita, compreende aproximadamente 3.600 espécies, com quase 50% na região Neotropical. É a segunda maior família de Gelechioidea encontrada no Brasil. Geralmente esbranquiçadas, acinzentadas ou enegrecidas, com envergadura alar entre 6 e 34 mm (Fig. 37.115). Possuem hábitos crepusculares, forrageiam com o corpo paralelo ao substrato e, quando em repouso, costumam manter as asas enroladas ou em forma de telhado. As espécies de importância econômica são as mais estudadas e conhecidas, como a broca-do-abacate, *Stenoma catenifer* Walsingham (Stenomatinae), e a broca-da-graviola, *Cerconota anonella* (Sepp) (Stenomatinae). Pouco se conhece sobre os imaturos das espécies brasileiras, mas estudos da fauna do cerrado brasileiro têm contribuído significativamente para o conhecimento desses microlepidópteros. Ovos geralmente elípticos e achatados; exocório com estrias finas. Larvas com formas variadas, às vezes assemelhando-se às de Gelechiidae, diferindo pelo comprimento do corpo, em geral menor que 10 mm. Vivem como folívoros externos, minadores de folhas ou raramente como brocadores de árvores frutíferas. Suas plantas hospedeiras compreendem predominantemente espécies de monocotiledôneas; no entanto, gêneros basais têm larvas minadoras exclusivamente de dicotiledôneas. Várias famílias de plantas hospedeiras têm sido assinaladas para a fauna do cerrado brasileiro. Referências mais relevantes são Heppner (1984), Hodges (1998), Kaila (2004) e Bucheli & Wenzel (2005).

Chave de identificação para as subfamílias encontradas no Brasil

1. Asa posterior com RP e MA_1 unidas ou coalescentes **2**
— Asa posterior com RP e MA_1 separadas ..... **Depressariinae**

2(1). MA_{1+2} da asa posterior originando-se na base como uma dobra, ultrapassando a célula discal ..... **Stenomatinae**
— MA_{1+2} da asa posterior originando-se na base como uma dobra, ausente ou, quando presente, não ultrapassando a célula discal **3**

3(2). Fronte projetada anteriormente, oblíqua em relação ao eixo perpendicular da cabeça ..... **Agonoxeninae**
— Fronte produzida de forma diferente 4

4(3). Protórax com esclerosação ventral pareada ..... **Elachistinae**
— Protórax sem esclerosação ventral ..... **Ethmiinae**

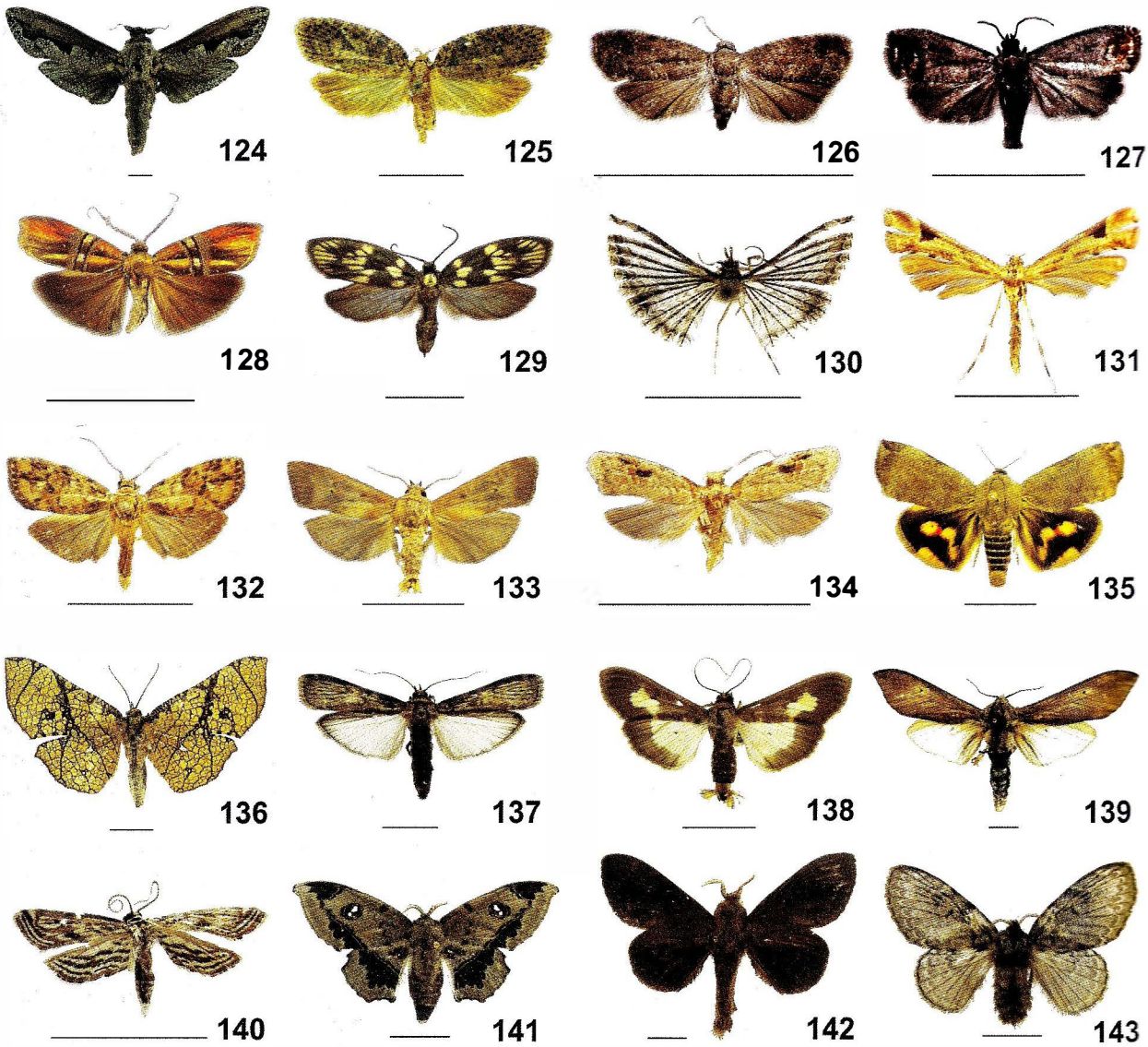
30. Glyphidoceridae. Erigida para incluir o gênero *Glyphidocera* Walsingham, originalmente descrito em Gelechiidae, está filogeneticamente relacionada a Oditinae (Lecithoceridae), do Velho Mundo. São conhecidas cerca de 160 espécies. Caracterizada pelas veias CuA_1 e CuA_2 da asa anterior pedunculadas e curvadas para baixo a partir do ângulo ínfero-distal da célula discal e pela RP_{3+4} da asa anterior terminando na margem externa. São conhecidos os estágios imaturos de uma espécie americana, *G. juniperella* Adamski, encontrada no sudeste dos Estados Unidos. Ovo elíptico, simples, com pequenas ondulações e aerópilas aleatoriamente distribuídas pelo córion. Larvas hipognatas, com seis estemas de cada lado da cabeça. Larvas da única espécie criada até o momento alimentam-se de *Juniperus* spp. (Cupressaceae) e são consideradas importantes pragas dessa planta. Referências incluem Hodges (1998) e Kaila (2004).

ZYGAENOIDEA. A composição desse grupo sempre foi controversa. Até pouco tempo, era considerado um grande depósito de táxons pouco relacionados. Zygaenoidea foi erigida para incluir Dalceridae, Epipyropidae, Limacodidae, Megalopygidae e Zygaenidae. Atualmente, além dessas famílias, outras sete fazem parte da superfamília, seis das quais têm registros confirmados para o Brasil.

31. Zygaenidae. Constituída principalmente de mariposas de hábitos diurnos e coloração aposemática; algumas são capazes de produzir e liberar ácido cianídrico, entre outros compostos impalatáveis, a partir da hidrólise de dois glicosídeos cianogênicos (linamarina e lotoaustralina), sintetizados a partir de valina e isoleucina. Com o sucesso adaptativo dessa defesa química, algumas espécies formam complexos miméticos

muito eficientes. Nesse aspecto, Zygaenidae e *Heliconius* Kluk (Nymphalidae: Heliconiinae) são muito semelhantes. Frequentemente são estudadas para elucidar questões sobre mimetismo, especiação e coevolução entre insetos e plantas. A sistemática de Zygaenidae permanece pouco resolvida. Considerada grupo-irmão dos demais Zygaenoidea, compreende as subfamílias Procridinae, Callizygaeninae, Chalcosiinae e Zygaeninae. As espécies brasileiras estão incluídas em Procridinae, a única subfamília de Zygaenidae encontrada em todos os domínios biogeográficos, incluindo Austrália, Tasmânia e regiões temperadas da América do Sul e África. Adultos são pequenos ou de tamanho médio, com envergadura alar entre 10 e 30 mm. Larvas geralmente de cores vivas (amarelo e preto), com inúmeras verrugas, onde se inserem cerdas curtas. Vivem geralmente em plantas baixas. Referências são Epstein *et al.* (1998) e Niehuis *et al.* (2006).

32. Megalopygidae. Restrita ao continente americano, primariamente nos trópicos, tem suas espécies agrupadas em Megalopyginae (Fig. 37.116) e Trosiinae (Fig. 37.117), com 68 e 164 espécies, respectivamente. Compreendem mariposas de corpo robusto, geralmente de tamanho médio, com envergadura alar entre 5 e 8 cm, algumas são menores e medem até 2 cm; as de grande porte podem atingir 11 cm de envergadura. Inteiramente esbranquiçadas ou acinzentadas com máculas negras ou pardas, coloridas de róseo ou vermelho,



Figuras 37.124-143. Adultos, vd. **124**, Cossidae, *Morpheis* Hübner; **125–127**, Tortricinae, *Polythora viridescens* (Meyrick); **126**, Olethreutinae, *Grapholita molesta* (Busck); **127**, Olethreutinae, *Cydia pomonella* (L.); **128**, Choreutidae, *Tortyra sporodelta* Meyrick; **129**, Urodidae, *Urodus venatella* Busck; **130**, Alucitidae, *Alucita* L.; **131**, Pterophoridae, *Platyptilia* Hübner; **132**, Immidae, *Moca aphrodora* (Meyrick); **133**, Copromorphidae, *Ordrupia friserella* Busck; **134**, Carposinidae, *Carposina cardinata* (Meyrick); **135**, Hyblaeidae, *Hyblaea puera* (Cramer); **136**, Thyrididae, *Draconia lineigera* Gaede; **137**, Pyralidae, Phycitinae, *Hypsipyla grandella* (Zeller); **138–140**, Crambidae; **138**, Pyraustinae, *Diaphania nitidalis* (Cramer); **139**, Crambinae, *Myelobia smerintha* (Hübner); **140**, Nymphulinae, *Parapoynx restingalis* Silva & Nessimian; **141**, Mimallonidae, *Mimallo amilia* (Cramer); **142–143**, Lasiocampidae; **142**, Lasiocampinae, *Prorifrons* Barnes & McDunnough; **143**, Macromphaliinae, *Euglyphis* Hübner.

geralmente de aspecto acetinado ou aveludado. Compartilham com a família Aididae o mesonoto escavado ântero-medianamente e a presença de um par de esporões tibiais nas pernas meso e metatorácicas. Além disso, as larvas de ambas são urticantes, com estemas distribuídos de forma semelhante. Alguns megalopigídeos são economicamente importantes, como *Megalopyge lanata* (Cramer) (Fig. 37.116), cujas larvas podem causar danos significativos em abieiro, algodoeiro, algodoeiro-bravo, amendoeira-da-praia, assaçú, cajueiro, goiabeira, laranjeira-azeda, laranjeira-doce, mamoneira, pau-santo, pessegueiro, roseira e videira. O ciclo de vida pode ser longo, com uma ou mais gerações por ano. Tem característica pouco comum entre os lepidópteros, que é a troca da planta alimentícia durante o desenvolvimento larval. Larvas possuem corpo revestido por cerdas densas, sendo a maioria das cerdas longas, sedosas e não-urticantes, porém entre elas há cerdas menores, pontiagudas, robustas e inoculadoras de substâncias urticantes, produzidas pelas glândulas de veneno localizadas na base de cada cerda. Praticamente toda a bibliografia de Megalopygidae refere-se à ação urticante de suas larvas, processo denominado erucismo. Larvas são frequentemente parasitadas por inimigos naturais, como moscas Tachinidae, vespas apócritas e nematódeos. Referências mais importantes são Heppner (1995), Epstein (1996) e Specht *et al.* (2008).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Probóscide curta, em geral menor que a largura da cabeça. Asa posterior com Sc+RA e RP fundidas pelo menos até metade do comprimento da célula discal ..... **Trosiinae**

— Probóscide ausente. Asa posterior com Sc+RA e RP fundidas até a extremidade distal da célula discal (fêmeas) ou livres (machos) (Fig. 37.69) ..... **Megalopyginae**

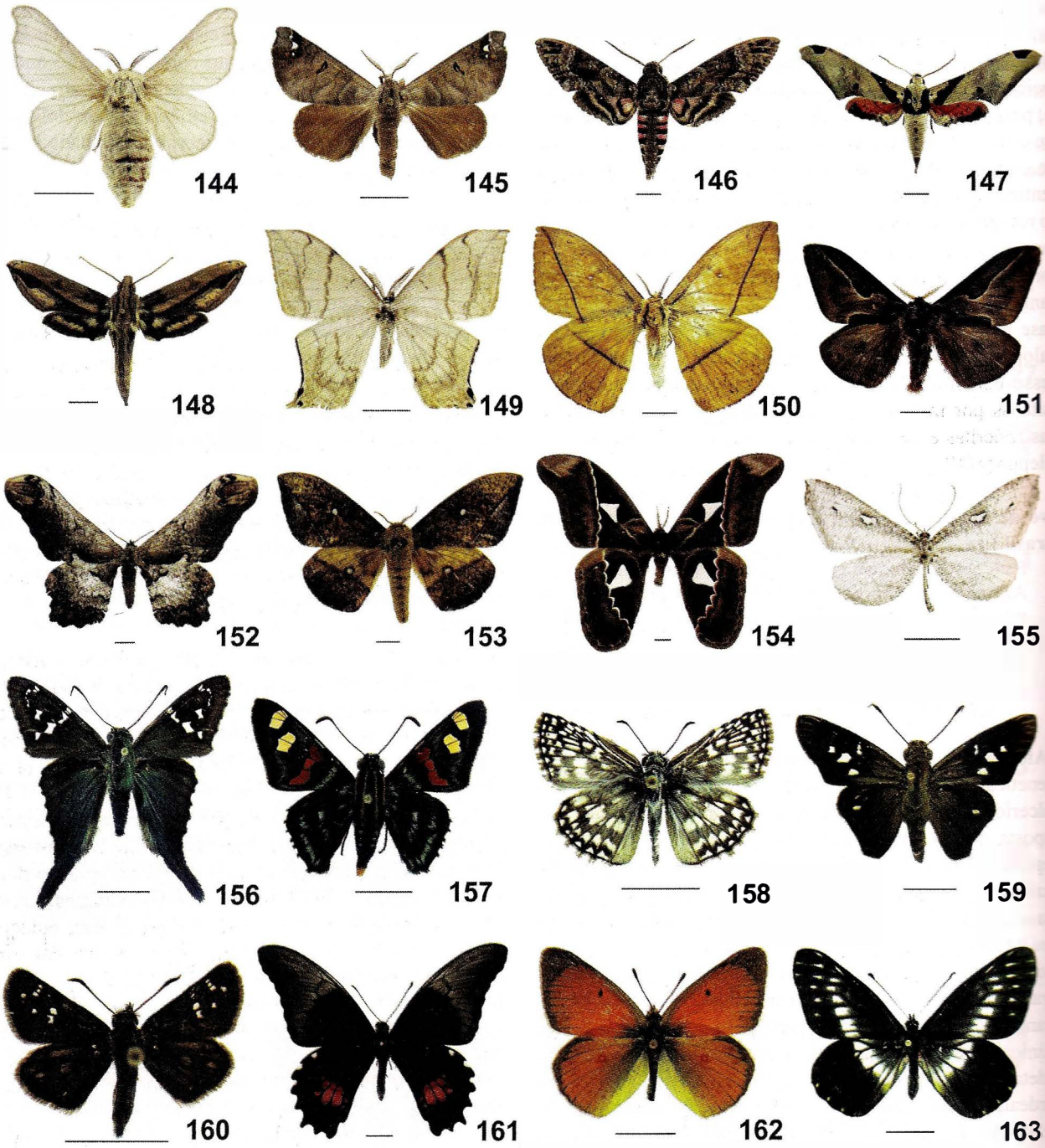
33. Aididae. Com base em caracteres morfológicos, está filogeneticamente próxima do clado formado por Limacodidae e Dalceridae, porém se mantém como família independente. Composta por *Aidos* Hübner e *Brachycodilla* Dyar, contém as seguintes espécies: *A. amanda* (Stoll), *A. perfusa* (Schaus), *A. yamouna* (Dognin), *B. admirabilis* (Schaus), *B. carmen* (Schaus) e *B. osorius* (Herrich-Schäffer). Destas, somente *Aidos yamouna* não possui registros para o Brasil. São mariposas de corpo robusto, quase sempre com asa anterior acinzentada, contrastando com a posterior, avermelhada. Suas larvas são urticantes, como as de Megalopygidae. *Aidos amanda* (Stoll) é a única espécie cujos imaturos e biologia são conhecidos em detalhes. As larvas têm a região dorsal uniformemente esverdeada, com verrugas abdominais carregando até onze cerdas urticantes dorsais e subdorsais. Como plantas hospedeiras, são citadas Annonaceae e Rubiaceae. Referências são Epstein (1996) e Specht *et al.* (2008).

34. Dalceridae. Com 11 gêneros predominantemente neotropicais, somente *Dalcerides ingenita* (Edwards) chega ao sul dos Estados Unidos. Fazem parte de um mesmo clado, com base na morfologia da pupa, com Limacodidae, Megalopygidae e Epipyropidae. Posteriormente tiveram indicação de relação de parentesco com Limacodidae com base em caracteres de larvas e de adulto (Figs. 37.70, 118). Larvas de Dalceridae locomovem-se muito lentamente, como as de Limacodidae e de alguns Megalopygidae, diferindo pela presença de tubérculos cônicos gelatinosos, parcialmente translúcidos, distribuídos pelo corpo (exceto na superfície ventral), os quais provavelmente servem de proteção contra seus predadores. Devido a essa característica, são vulgarmente conhecidas como lagarta-gelatina, lagarta-gelatinosa ou lagarta-de-vidro. O voo dos dalcerídeos é descrito como errático e ondulante. São principalmente noturnos e ocasionalmente atraídos à luz. Não se alimentam na fase adulta; em repouso, os dois pares de asas dobram-se sobre o abdômen como um telhado; as pernas anteriores e medianas mantêm-se estendidas lateralmente e as antenas para cima. Mais de 20 famílias de plantas hospedeiras já foram associadas a esses lepidópteros que, mesmo sendo generalistas, causam danos leves a plantios economicamente importantes. Para o Brasil, estão registrados três gêneros e seis espécies com algum dano econômico: *Acraga fiava* (Walker), em goiabeira, *A. elinda* (Druce), em goiabeira e roseira, *A. moorei Dyar* e *Dalcera abrasa* (Herrich-Schäffer), em plantios de café, *A. citrinopsis* (Dyar), em mamoneira, e *Dalcerina tijucana* (Schaus), em laranjeira. Larvas empupam dentro de um casulo resistente e oval. Referências para a família são Miller (1994) e Epstein (1996, 1998).

35. Epipyropidae. No estágio larval, são ectoparasitas de hemípteros Cicadomorpha (Cicadellidae e Cicadidae) e Fulgoromorpha (Fulgoroidea). Não se conhece outra família de Lepidoptera, exceto Cyclotornidae (Zygaenoidea), endêmica da Austrália, com hábitos larvais tão distintos. As larvas assemelham-se às de Limacodidae e Megalopygidae pela cápsula cefálica pouco desenvolvida e pelo corpo robusto, com pernas abdominais praticamente ausentes. Adultos são pequenos e de coloração escura. Embora constituam um grupo cosmopolita, estão mais bem representados na região Oriental. O posicionamento taxonômico da família sempre foi controverso, em parte devido à venação alar pouco informativa, ausência de peças bucais nos adultos e genitália masculina pouco desenvolvida. Atualmente são conhecidas cerca de 40 espécies, porém somente *Protacraga micans* Hopp foi descrita para o Brasil. Estima-se que a fauna brasileira compreenda dez espécies, o mesmo número atualmente assinalado para a região Neotropical. Fêmeas adultas fazem posturas em massa nas plantas em que são encontrados os hospedeiros das larvas. Larvas de primeiro ínstar são as que procuram ativamente pelos seus hospedeiros. Após esse encontro, tornam-se sésseis, permanecendo no mesmo hospedeiro até o último ínstar. Em geral, alimentam-se exclusivamente da hemolinfa dos hospedeiros por meio das mandíbulas modificadas, que se assemelham a estiletes; às vezes, as larvas passam para o interior dos hospedeiros e consomem todos seus órgãos, levando-os à morte. Adultos têm voo rápido e errático, com frequência sendo atraídos à luz nas primeiras horas do período noturno. Uma referência é Epstein *et al.* (1998).

36. Limacodidae. Entre as famílias de Zygaenoidea, esta é a que possui o maior número de espécies, agrupadas em duas subfamílias: Chrysopolominae, restrita à região

Afrotropical, com 30 espécies; e Limacodinae, cosmopolita, com aproximadamente mil espécies, das quais 304 são do continente americano. A maioria das espécies tem hábito noturno, voo errático e rápido, sendo frequentemente atraídas pela luz; poucas espécies têm hábito diurno. Considerando apenas os táxons do continente americano, Dalceridae, Aididae e Megalopygidae são os grupos mais próximos de Limacodidae, compartilhando os seguintes caracteres:



Figuras 37.144-163. Adultos, vd. **144–145**, Bombycidae; **144**, Bombycinae, *Bombyx mori* (L.); **145**, Apatelodinae; **146–148**, Sphingidae; **146**, Sphinginae, *Agrius cingulata* (Fabricius); **147**, Smerinthinae, *Adhemarius eurysthenes* (R. Felder); **148**, Macroglossinae, *Xylophanes xylobotes* Burmeister; **149–154**, Saturniidae; **149**, Oxyteninae, *Therinia lactucina* (Cramer); **150**, Hemileucinae, *Lonomia obliqua* Walker; **151**, Hemileucinae, *Dirphia araucaria* Jones; **152**, Arsenurinae, *Loxolomia serpentina* Maassen; **153**, Ceratocampinae, *Eacles ducalis* Walker; **154**, Saturniinae, *Rothschildia aurota* (Cramer); **155**, Hedylidae, *Macrosoma tipulata* Hübner; **156–160**, Hesperiidae; **156**, Eudaminae, *Urbanus proteus* (L.); **157**, Pyrginae, *Mimoniades versicolor* (Latreille); **158**, Pyrginae, *Pyrgus orcus* (Stoll); **159**, Hesperiinae, *Aides aegita* (Hewitson); **160**, Heteropterinae, *Dardarina amadryas* Hayward; **161**, Papilionidae, *Heraclides anchisiades* (Esper); **162–163**, Pieridae; **162**, Coliadinae, *Colias lesbia* (Fabricius); **163**, Pierinae, *Catasticta bithys* (Hübner).

adulto desprovido de ocelos; larvas com os esternitos VIII e IX curtos em relação ao tergito abdominal I, placa anal pouco desenvolvida e encoberta por segmento abdominal IX; pupa com olho ornamentado e palpo labial tão largo quanto a tíbia. Limacodídeos têm corpo robusto, de aspecto piloso devido à grande quantidade de escamas longas e finas (cerdas piliformes). De coloração parda e tamanho médio, com envergadura alar entre 15 e 50 mm. Algumas espécies são tipicamente coloridas. O dimorfismo sexual pode ser bastante acentuado, como em *Phobetron hipparchia* (Cramer) (Figs. 37.119-120), considerada uma das principais pragas de cajueiro, carvalho, goiabeira, palmeira e roseira. Em geral, pousam de forma característica: o eixo longitudinal do corpo forma um ângulo agudo com o substrato e seu peso é sustentado pelas pernas estendidas e pelas asas comprimidas contra os flancos. Todas as obras que tratam de Limacodidae salientam a grande diversidade de formas encontradas no estágio larval e os problemas causados pelas espécies urticantes. Entre as espécies cujas larvas não têm ação urticante, como em *Semyra* Hübner, tem sido reportada a secreção de substâncias defensivas pelos poros dorsais. Geralmente polífagas, estão entre as principais pragas de plantas cultivadas, como coqueiro, dendezeiro, bananeiras, chá-preto, café, cacau, arroz e cana-de-açúcar, entre outras de interesse econômico. São relativamente bem conhecidas as biologias das espécies que atacam plantações de bananas e palmeiras. Para algumas espécies que ocorrem no Brasil, também são igualmente conhecidos os predadores (Hemiptera: Pentatomidae) e os parasitoides (Diptera: Tachinidae, Hymenoptera: Braconidae, Ichneumonidae). Ao final do desenvolvimento, as larvas constroem casulos escuros, subesféricos e resistentes, com fios de seda bastante aderidos ao substrato. Algumas espécies, como *Acharia rufescens megasomoides* (Walker), possuem casulos envoltos por uma massa difusa de cerdas urticantes. Após a construção do casulo, a larva faz uma incisão circular em uma das extremidades para a emergência do adulto que só pode ser vista após a emergência. Referência para o grupo é o trabalho de Epstein *et al.* (1998).

SESIOIDEA. A relação de parentesco entre as famílias de Sesioidea está bem estabelecida. Brachodidae é grupo-irmão do clado formado por Sesiidae e Castniidae, o qual, por sua vez, pode ser caracterizado pela antena dilatada na porção distal, com inúmeras cerdas piliformes no ápice. Larvas de Sesiidae e Castniidae são endofíticas, enquanto que as de alguns Brachodidae se alimentam exclusivamente na superfície externa das folhas.

37. Sesiidae. Com cerca de 1.400 espécies em 149 gêneros, Sesiidae está dividida em duas subfamílias, Tinthiinae e Sesiinae. Mariposas de pequeno a médio porte, com envergadura alar entre 15 e 50 mm. Distribuídas mundialmente, em geral com hábitos diurnos. A semelhança com vespas e abelhas (Fig. 37.121) é um dos exemplos clássicos de mimetismo batesiano. Adultos são visitantes florais de várias famílias, porém poucos costumam ser facilmente observados na natureza; alguns voam muito rápido e nas horas mais quentes do dia. A fauna brasileira está representada por aproximadamente 150 espécies, a maioria em Sesiinae. Referências são Naumann (1971), Edwards *et al.* (1998) e Pühringer & Kallies (2004).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Quetosema presente ..... **Sesiinae**
— Quetosema ausente ..... **Tinthiinae**

38. Castniidae. Tem pouco mais de 150 espécies, distribuídas em Castniinae e Tascininae. Castniinae está dividida em Castniini e Gazerini, com 84 espécies desde o México até o Chile e Argentina, além de Synemonini, endêmica da Austrália, com 43 espécies em um gênero, *Synemon* Doubleday. Em Tascininae, são conhecidas três espécies, todas em *Tascina* Westwood, com distribuição geográfica restrita à região Oriental. Espécies neotropicais de Castniinae têm hábitos diurnos, com atividades nos períodos mais quentes do dia, geralmente entre 10 e 14 horas. A principal característica é a antena clavada, geralmente estendida formando um apículo (Fig. 37.122). A maioria das espécies possui coloração críptica ou padrão disruptivo na asa anterior, enquanto a posterior é caracteristicamente colorida. Em geral, têm escamas iridescentes em diferentes regiões do corpo. Larvas são brocadoras de troncos e raízes, e forrageiam quase que exclusivamente sobre monocotiledôneas. Algumas espécies são economicamente importantes por serem pragas em cultivos de cana-de-açúcar, bananas, bromélias, palmeiras e orquídeas. Referências para a família são os trabalhos de Lamas (1995) e Moraes *et al.* (2011).

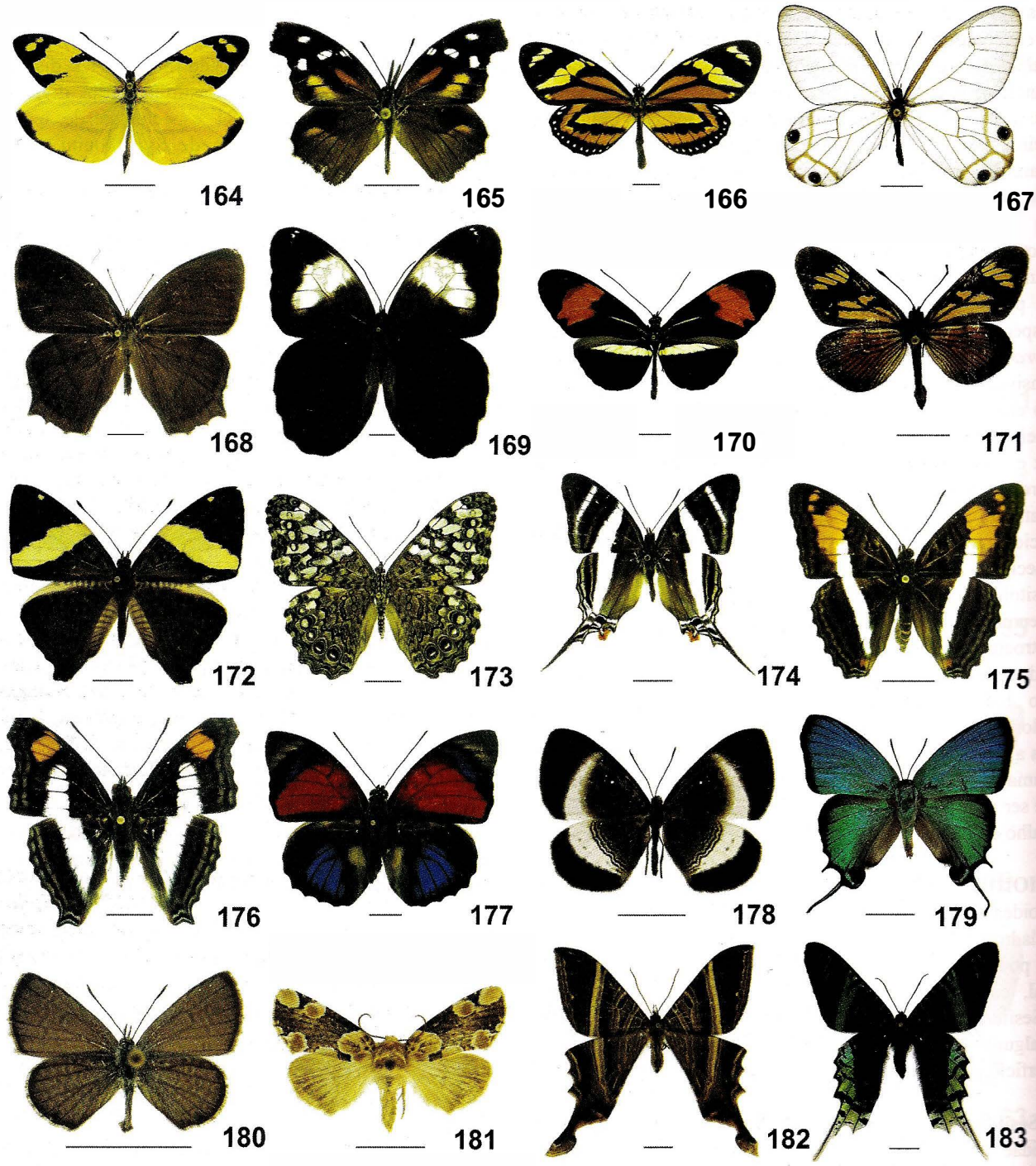
39. Brachodidae. Tem cerca de 100 espécies, a maioria do Velho Mundo, principalmente da região indo-australiana. Somente 14 estão registradas para a região Neotropical. A classificação atual reconhece as subfamílias Brachodinae e Phycodinae, ambas representadas no Brasil: a primeira, por *Callatolmis* Butler, *Sagalassa* Walker (Fig. 37.123) e *Polyphlebia* Felder; a segunda, por *Hoplophractis* Meyrick. Os adultos são pequenos ou de tamanho médio, com envergadura alar entre 8 e 42 mm; em geral, voam no período diurno e raramente são atraídos à luz em coletas noturnas. Larvas de algumas espécies atacam raízes de gramíneas, construindo túneis de seda no solo; outras são brocas em troncos e galhos de palmeiras, às vezes, acarretando sérios danos econômicos aos plantios; há também as que se alimentam externamente e as que são enroladoras de folhas. Outras plantas hospedeiras incluem espécies de Bromeliaceae, Melastomataceae e Moraceae. Referências são Heppner (1995), Heppner & Duckworth (1981) e Edwards *et al.* (1998).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Heppner & Duckworth 1981)

1. Escamas do palpo labial e do tórax não diferindo em tamanho das demais escamas do corpo ..... **Brachodinae**
— Escamas do palpo labial e tórax distintamente maiores que as demais escamas do corpo ..... **Phycodinae**

COSSOIDEA. Tem cerca de 2 mil espécies distribuídas mundialmente (exceto Nova Zelândia). Dudgeoneidae distingue-

se de Cossidae pela presença de órgãos timpânicos abdominais. No Brasil, todas as espécies conhecidas pertencem à família Cossidae. Dudgeoneidae está presente na África, Madagascar, Índia, sudeste asiático, Nova Guiné e norte da Austrália. Adultos são robustos, de tamanho médio ou grande, com envergadura alar entre 9 e 236 mm e machos geralmente bem menores que as fêmeas. A maioria das espécies tem a veia M distintamente bifurcada no interior da célula discal em ambas as asas (Fig. 37.72), além de uma célula acessória na asa anterior e o abdômen prolongando-se muito além da asa posterior, quando aberta. As



Figuras 37.164-183. Adultos, vd. **164**, Pieridae, Dismorphiinae, *Enantia clarissa* (Weymer); **165–177**, Nymphalidae; **165**, Libytheinae, *Libytheana carinenta* (Cramer); **166**, Danainae, *Lycorea halia* (Hübner); **167**, Satyrinae, *Haetera piera* (L.); **168**, Satyrinae, *Taygetis virgilia* (Cramer); **169**, Satyrinae, *Caligo martia* (Godart); **170**, Heliconiinae, *Heliconius erato* (L.); **171**, Heliconiinae, *Actinote carycina* Jordan; **172**, Nymphalinae, *Colobura dirce* (L,); **173**, Biblidinae, *Hamadryas februa* (Hübner); **174**, Cyrestinae, *Marpesia orsilochus* (Fabricius); **175**, Limenitidinae, *Adelpha malea* (C.Felder & R.Felder); **176**, Apaturinae, *Doxocopa linda* (C.Felder & R.Felder); **177**, Charaxinae, *Agrias claudina* (Godart); **178**, Riodinidae, *Mesosemia judicialis* Butler; **179–180**, Lycaenidae; **179**, Theclinae, *Evenus regalis* (Cramer); **180**, Polyommatinae, *Hemiargus hanno* (Stoll); **181**, Drepanidae, *Thyatira mexicana* Edwards; **182**, Sematuridae, *Sematura* Dalman; **183**, Uraniidae, Uraniinae, *Urania leilus* (L.).

larvas em geral vivem como brocas em caules, galhos e raízes; muitas são consideradas pragas agrícolas, especificamente do café, noz-pecã, maçã, pêssego e ameixa.

40. Cossidae. Inclui mariposas cujas asas em geral têm coloração de fundo variando do acinzentado ao castanho-escuro, não raro com tons mais claros de castanho, quase bege, normalmente com padrão de máculas reticulado (Fig. 37.124). A família está subdividida nas subfamílias Cossinae, Zeuzerinae, Cossulinae, Metarbelinae, Ratardinae e Hypoptinae, sendo que Metarbelinae é predominantemente afrotropical e Ratardinae, conhecida de dez espécies da região Oriental. Duas espécies são bem conhecidas da fauna brasileira pelos danos que causam a algumas plantas: *Morpheis pyracmon* (Cramer) e *M. strigillatus* (Felder), cujas larvas são respectivamente brocas de bracatinga e sansão-do-campo (Fabaceae), e do caule da laranjeira (Rutaceae). Referências são Edwards *et al.* (1998) e Davis *et al.* (2008).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Edwards *et al.* 1998)

1. Antena bipectinada somente na base; ápice serrilhado (Fig. 37.8). Esporões tibiais 0-2-2, curtos ..... **Zeuzerinae**
— Antena filiforme, uni ou bipectinada da base até o ápice (Fig. 37.9). Esporões tibiais 0-2-2, geralmente alongados **2**

2(1). Esporões tibiais assimétricos ..... **Cossulinae**
— Esporões tibiais simétricos **3**

3(2). Tíbia e primeiro tarsômero anteriores dilatados. Em geral, mariposas acinzentadas, com padrão de máculas reticulado ... . **Cossinae**
— Tíbia e primeiro tarsômero anteriores não dilatados. Com outro padrão de coloração ..... **Hypoptinae**

TORTRICOIDEA

41. Tortricidae. Constituída pelas subfamílias Tortricinae (Fig. 37.73), Olehtreutinae e Chlidanotinae. Somente Tortricinae (Fig. 37.125) não compreende um grupo natural. Trata-se de uma família homogênea e cosmopolita. Com cerca de 9.200 espécies, das quais aproximadamente 20% na região Neotropical. Mariposas de pequeno a médio porte, com envergadura alar entre 7 e 35 mm, raramente com mais de 60 mm (Tortricinae: Ceracini, da região Oriental). Diferem dos grupos afins pelo palpo labial porrecto e probóscide desprovida de escamas na base. Para o Brasil, são estimadas cerca de 800 espécies. Muitas são consideradas pragas agrícolas e os danos causados são bem conhecidos, como os de *Grapholita molesta* (Busck) (Olethreutinae) (Fig. 37.126), cujas larvas se alimentam das folhas e do fruto do pessegueiro; *Cydia pomonella* (L.) (Olethreutinae) (Fig. 37.127), principal praga da macieira; e *Ecdytolopha aurantianum* (Costa Lima) (Olethreutinae), cujas larvas atacam frutos da laranjeira e de outras Aurantiaceae. Algumas espécies também são pragas florestais e de plantas ornamentais. Referências são Horak (1998) e Brown (2005).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Horak 1998)

1. Flagelômeros geralmente com duas fileiras anelares de escamas; se houver apenas uma fileira de escamas, flagelômeros distintamente cerdosos. Pécten cubital da asa posterior ausente (excepcionalmente presente) **2**
— Flagelômeros com uma fileira anelar de escamas e cílios (= cerdas sensoriais) muito curtos. Pécten cubital quase sempre presente ..... **Olethreutinae**

2(1). Genitália masculina com valva invaginada dorso-longitudinalmente ..... **Chlidanotinae**
— Genitália masculina com valva não invaginada dorso-longitudinalmente ..... **Tortricinae**

CHOREUTOIDEA

42. Choreutidae. Arrolada em Glyphipterigidae (Yponomeutoidea) com base em adaptações convergentes quanto ao hábito diurno dos adultos, estudos de morfologia comparada, demonstrara que Choreutidae e Glyphipterigidae devem pertencer a duas linhagens evolutivas distintas. Os coreutídeos podem ser facilmente distinguidos dos demais Apoditrysia não-Obtectomera pela presença de escamas na base da probóscide. Há 20 gêneros e 407 espécies, predominantemente das regiões Oriental e Australiana, pertencentes a duas subfamílias, sendo Millieriinae restrita à Europa, Flórida e ao Chile, e Choreutinae, cosmopolita. São microlepidópteros tipicamente diurnos, com envergadura alar entre 2 e 11 mm; não raro com cores vistosas e máculas metálicas na asa anterior (Fig. 37.128). Até o momento, nenhuma espécie brasileira foi registrada como tendo importância econômica. Praticamente todas as larvas vivem na superfície externa das plantas, alimentando-se de suas folhas; algumas poucas obtêm abrigo e alimento dentro de troncos ocos; outras são minadoras. Pouco se sabe sobre a biologia das espécies neotropicais. Registros de plantas hospedeiras incluem Aristolochiaceae, Betulaceae, Boraginaceae, Bromeliaceae, Asteraceae, Ericaceae, Fagaceae, Lamiaceae, Fabaceae, Moraceae, Arecaceae, Rosaceae, Salicaceae, Scrophulariaceae, Ulmaceae, Apiaceae e Urticaceae. Referências são Brock (1971) e Dugdale *et al.* (1998).

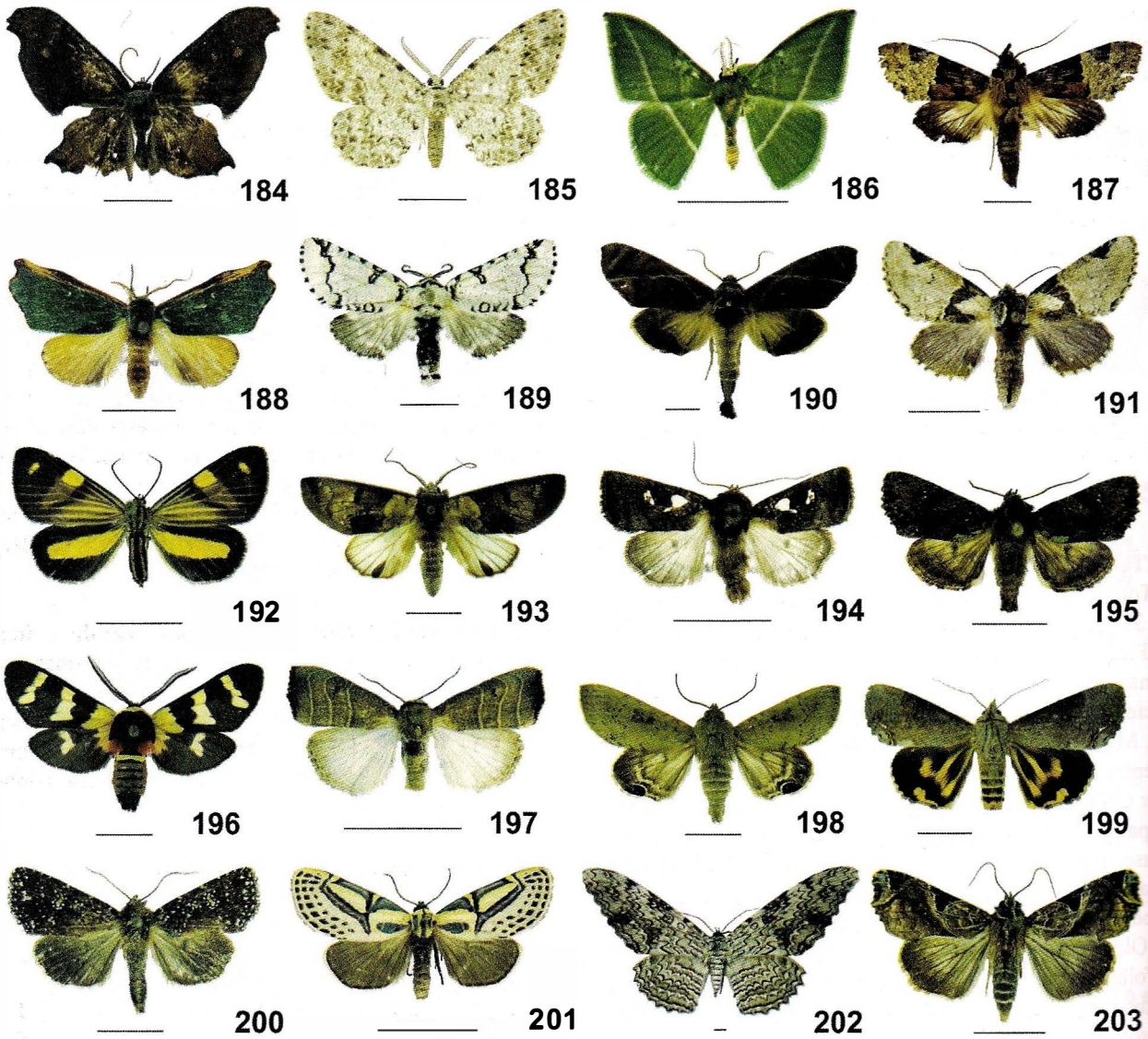
URODOIDEA

43. Urodidae. Dos três gêneros atualmente reconhecidos para esta família, *Urodus* Herrich-Schäffer e *Spiladarcha* Meyrick são os que estão mais amplamente distribuídos pelo Novo Mundo; *Wockia* Heinemann tem distribuição geográfica disjunta, com uma espécie conhecida para a América do Sul, *W. pelotas* Heppner, descrita a partir de uma fêmea coletada em Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil. Tem pouco mais de 60 espécies válidas, das quais 40 ocorrem no Brasil e países limítrofes. São microlepidópteros em geral acinzentados ou castanhos, com reflexos azulados ou violáceos, pequenos ou de porte médio, com envergadura alar variando de 11 a 37 mm (Figs. 37.74, 129). No Brasil, está representada por *Urodus* Herrich-Schäffer e *Wockia* Heinemann; até o momento, nenhuma espécie é tida como praga de plantas cultivadas e somente duas espécies do Velho Mundo tiveram suas larvas descritas. A pupa tem poucos espinhos. Não há dados disponíveis sobre a biologia das espécies brasileiras. Referência para a família é o trabalho de Dugdale *et al.* (1998).

EPERMENIOIDEA

44. Epermeniidae. Cosmopolita com cerca de 80 espécies, das quais nove estão assinaladas para a região Neotropical. Está filogeneticamente mais próxima de Alucitoidea e Pterophoroidea, compartilhando com elas a presença de escamas lamelares na franja da asa anterior. São microlepidópteros com envergadura alar variando de 8 a 14 mm. Ovos de Epermeniidae são depositados individualmente e as larvas vivem endofiticamente ou na superfície externa das plantas hospedeiras; algumas espécies são brocas de botões florais, frutos e sementes; outras, minadoras nos ínstares iniciais, completando o desenvolvimento larval na superfície externa das folhas. Alimentam-se principalmente de Apiaceae e complementam a lista de plantas hospedeiras as famílias Araliaceae, Ammiaceae, Loranthaceae, Olacaceae e Santalaceae. Nada se conhece sobre os hábitos alimentares das espécies brasileiras. Adultos emergem dentro de casulos. Referências incluem Gaedike (1984, 1996), Minet (1991) e Dugdale *et al.* (1998).

ALUCITOIDEA. Compreende Tineodidae, endêmica da região indo-australiana, com 19 espécies e 11 gêneros, além de Alucitidae, que é um grupo cosmopolita, com 186 espécies e nove gêneros. Adultos são caracterizados pela presença de fileiras transversais de espinhos em cada tergito abdominal e de uma vênula (= estrias esternais muito esclerosadas) em forma de "V"



Figuras 37.184-203. Adultos, vd. **184**, Uraniidae, *Epiplema incendiata* (Guenée); **185–186**, Geometridae; 185, Geometrinae, *Tachyphyle olinaria* Schaus; **186**, Ennominae, *Glena bipennaria* (Guenée); **187–193**, Notodontidae; **187**, Nystaleinae, *Nystalea aequipars* Walker; **188**, Pygaerinae, *Rosema demorsa* R.Felder; **189**, Notodontinae, *Cerura splendens* Jones; **190**, Dudusinae, *Crinodes besckei* (Hübner); **191**, Heterocampinae, *Dognina bleura* (Schaus); **192**, Dioptinae, *Phaeochlaena gyon* (Fabricius); **193**, Hemiceratinae, *Hemiceras meona* (Cramer); **194–203**, Noctuidae; **194**, Acronictinae, *Calymniode conchylis* (Guenée); **195**, Amphypyrinae, *Heterochroma hadenoides* Guenée; **196**, Arctiinae, *Euvanna herrickii* Butler; **197**, Bagisarinae, *Bagisara repanda* (Fabricius) ;**198**, Calpinae, *Litoprosopus futilis* (Grote & Robinson); **199**, Catocalinae, *Hypocala andremona* (Stoll); **200**, Condicinae, *Condica stelligera* (Guenée); **201**, Diphterinae, *Diphtera festiva* (Fabricius); **202**, Erebinae, *Thysania agrippina* (Cramer); **203**, Eriopinae, *Callopistria floridensis* Guenée.

no esternito abdominal II (Fig. 37.39). Às vezes é considerada como grupo-irmão de Pterophoroidea, no entanto, caracteres de imaturos a colocam mais próxima de Copromorphoidea e/ou de Epermenioidea que de Pterophoroidea.

45. Alucitidae. Conhecidos como mariposas poliplumadas, possuem asas posteriores usualmente recortadas em seis ou sete plúmulas, raramente são inteiras (somente em espécies sul-americanas). Diferem das demais mariposas de "plumas" (Pterophoridae) pelo maior número de plúmulas (Fig. 37.130). Adultos são crepusculares ou noturnos, de corpo delgado, com envergadura alar variando de 10 a 20 mm. Atingem sua maior diversidade e riqueza nas regiões Afrotropical e Australiana. Somente uma espécie tem sido considerada como praga agrícola, *Alucita coffeina* (Viette), causando sérios danos ao plantio de café em Madagascar. A biologia dos alucitídeos tem sido pouco detalhada na literatura. A fauna brasileira é praticamente desconhecida. Com base nas espécies europeias, sabe-se que as larvas costumam ser robustas e muito ágeis, vivendo como brocas de botões florais, sementes, folhas, raízes e galhos; algumas induzem a formação de galhas, onde às vezes permanecem até a emergência do adulto. Casulos contendo as pupas geralmente são encontrados na superfície do solo ou nele enterrados. Adultos emergem dentro dos casulos. Referências são Dugdale *et al.* (1998) e Gielis (2003).

PTEROPHOROIDEA

46. Pterophoridae. Com cerca de mil espécies distribuídas mundialmente, a região Neotropical tem pouco mais de 200 espécies conhecidas. A principal diversificação de espécies, em especial de Pterophorinae, encontra-se na região Paleártica. Semelhantes aos alucitídeos, as mariposas de plumas, como são popularmente conhecidos, possuem asas fendidas em lobos plumuliformes, exceto em Macropiratinae, Agdistinae e Ochyroticinae. Diferem dos alucitídeos pelo número reduzido de plúmulas — duas ou três na asa anterior e três na posterior. O monofiletismo de Pterophoroidea é sustentado por oito apomorfias, entre as quais citam-se: ausência de ocelos; fenestra média reduzida ou ausente (área membranosa do metatórax, em vista posterior); epímero III formando um ângulo agudo na extremidade posterior do subalar; tíbia posterior cerca de duas vezes o comprimento do fêmur; e tergitos do segundo e terceiro segmentos abdominais mais longos que largos. São microlepidópteros crepusculares ou noturnos, relativamente pequenos, com envergadura alar variando de 13 a 40 mm (Figs. 37.75, 131). Em repouso, diferem dos demais lepidópteros pelas asas estreitas completamente afastadas do corpo e perpendiculares a este, formando um "T". Dividem-se em cinco subfamílias: Macropiratinae, de distribuição indo-australiana; Agdistinae, Holártica e Oriental; Ochyroticinae e Deuterocopinae, pantropicais; e Pterophorinae, cosmopolita. Nenhum dano economicamente importante tem sido atribuído às espécies brasileiras. Em outros países, são utilizados no controle biológico de plantas daninhas. Informações sobre o desenvolvimento dos imaturos encontram-se restritas a algumas espécies não registradas para o Brasil. Larvas podem viver endofiticamente ou na superfície externa de suas plantas hospedeiras; algumas espécies são enroladoras de folhas, com as quais constroem seus abrigos. Além das compostas, alimentam-se de outras famílias de arbustos e herbáceas, tais como Lamiaceae, Fabaceae, Plantaginaceae, Verbenaceae e Dipsacaceae. Adultos são frequentemente encontrados nas proximidades de suas plantas hospedeiras, com voo bastante lento. Referência para a família é Gielis (2003).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Dugdale *et al.* 1998)

1. Asa anterior fendida (com plúmulas) **2**
— Asa anterior não-fendida (sem plúmulas) ..... **Ochyroticinae**

2(1). Com uma fenda (Fig. 37.75) ..... **Pterophorinae**
— Com duas ou três fendas ..... **Deuterocopinae**

IMMOIDEA

47. Immidae. São conhecidas 36 espécies para a região Neotropical, a maioria distribuída em *Moca* Walker (Fig. 37.132) e *Imma* Walker; *Loxotrochis* Meyrick, representado por uma única espécie, *L. sepias* Meyrick, também ocorre no Brasil. Mariposas de pequeno a médio porte, com envergadura alar variando de 12 a 45 mm; geralmente são noturnas, de corpo robusto e coloração críptica, assemelhando-se, em alguns aspectos, aos Sesioidea e Tortricoidea. Embora abundantes na natureza em determinadas épocas do ano, esses microlepidópteros não causam danos economicamente significativos. Imaturos são praticamente desconhecidos. Durante o estágio larval, vivem na superfície externa das plantas hospedeiras que, além de coníferas, incluem várias famílias de dicotiledôneas. Quanto aos adultos, sabe-se somente que são noturnos. Referências incluem Heppner (1984) e Dugdale *et al.* (1998).

COPROMORPHOIDEA. As duas famílias incluídas neste grupo compartilham a presença de escamas eriçadas na superfície dorsal da asa anterior e um pécten cubital na asa posterior. São conhecidos 29 gêneros e 319 espécies, predominantemente de distribuição indo-australiana. Ausentes na região Paleártica, no neotrópico são conhecidas menos de 20 espécies.

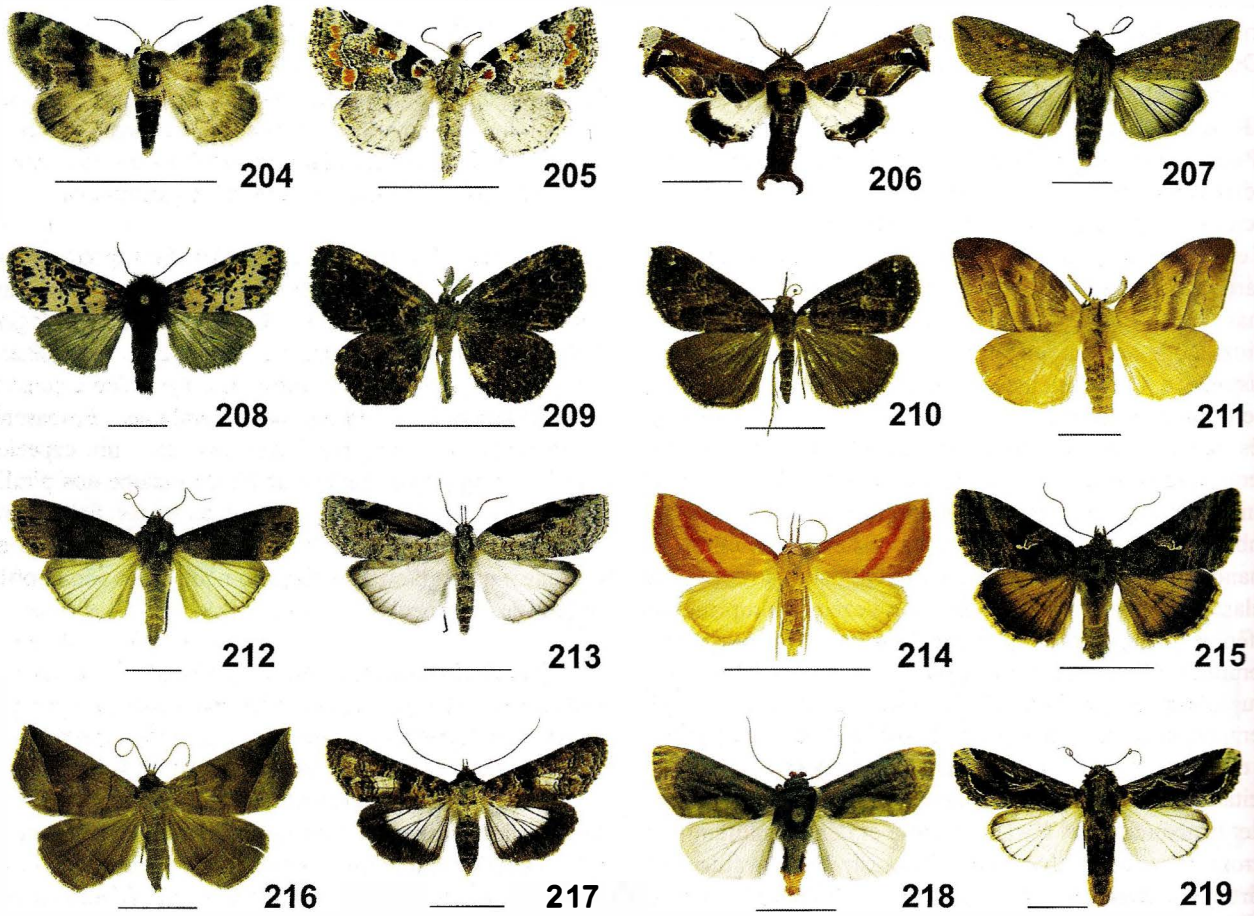
48. Copromorphidae. Microlepidópteros noturnos, com envergadura alar variando de 12 a 37 mm. Com corpo robusto e coloração críptica, diferem dos táxons afins pela presença de MA_2 nas asas anteriores (Fig. 37.133). Até o momento, nenhum dano economicamente significativo tem sido atribuído às espécies brasileiras. Pouco se conhece sobre os imaturos. Referências bibliográficas disponíveis tratam, em geral, de espécies não assinaladas para o Brasil. Larvas muito pequenas, raramente com mais de 40 mm de comprimento, vivendo na superfície externa das plantas hospedeiras ou em túneis construídos em flores, frutos e pequenos galhos de Ericaceae; algumas espécies alimentam-se dentro de abrigos construídos com folhas de Berberidaceae e Moraceae, sendo pragas do figo na Índia. Pupas se desenvolvem nas galerias larvais ou em

células de seda e os adultos geralmente pousam com as asas planas sobre o corpo. Uma referência é Heppner (1986).

49. Carposinidae. Com 24 gêneros e cerca de 300 espécies distribuídas mundialmente, tem quase três quartos das espécies de distribuição indo-australiana. A fauna Neotropical encontra-se constituída por sete espécies em *Carposina* Herrich-Schäffer (Fig. 37.134) e *Atoposea* Davis. Somente uma espécie é conhecida para o Brasil, *Carposina engalactis* Meyrick, descrita para o estado de Santa Catarina. Estimativas recentes, no entanto, sugerem que a fauna brasileira tenha uma riqueza dez vezes maior. Carposinidae caracteriza-se pela ausência de MA_2 na asa posterior e MA_1 eventualmente ausente ou vestigial, pelas antenas com cerdas longas nos machos e curtas nas fêmeas, e pela genitália masculina com ceco fálico alongado. Ovos são depositados individualmente nas plantas hospedeiras. Larvas são endofíticas, encontradas em folhas, flores, frutos, brotos e galhas. Alimentam-se principalmente de dicotiledôneas, como Fagaceae, Ericaceae, Rosaceae, Myrtaceae, Proteaceae, Rutaceae, Campanulaceae e Asteraceae. Pupas desenvolvem-se nas galerias larvais ou protegidas em casulos, geralmente no solo. Nada se conhece sobre a biologia e os hábitos alimentares das espécies brasileiras. Uma referência útil é Dugdale *et al.* (1998).

HYBLAEOIDEA

50. Hyblaeidae. Inclui *Erythrochrus* Herrich-Schäffer, com duas espécies de distribuição Neotropical, e *Hyblaea* Fabricius, com 16 espécies de distribuição indo-australiana, exceto *Hyblaea puera* (Cramer) (Fig. 37.135), que foi introduzida em várias partes do mundo, inclusive no Brasil, junto com o cultivo de *Tectona grandis* L. (Lamiaceae), popularmente conhecida como teca, espécie florestal originária da Índia, Tailândia, Burma, Camboja e Indonésia. Embora reconhecidamente homoplásticos, os caracteres morfológicos larvais apontam para um possível parentesco com Pyraloidea. O fato de suas larvas, quando ameaçadas pelos predadores, regurgitarem e esguicharem o conteúdo estomacal, da mesma forma que se comportam as larvas de Thyridoidea, pode sustentar a hipótese de parentesco alternativa para Hyblaeoidea, mas os detalhes da morfologia larval ainda não estão totalmente esclarecidos. Inclui mariposas com envergadura alar entre 25 e 40 mm. Assemelham-se a noctuídeos Catocalinae devido à asa anterior pardacenta e posterior enegrecida, com máculas



Figuras 37.204-219. Adultos, vd. Noctuidae; **204**, Eublemminae, *Eublemma minima* Guenée; **205**, Eustrotiinae, *Lithacodia mella* Schaus; **206**, Euteliinae, *Eutelia abscondens* Walker; **207**, Hadeninae, *Pseudaletia sequax* Franclemont; **208**, Hadeninae, *Xanthopastis timais* (Cramer); **209**, Herminiinae, *Bleptina clara* Schaus; **210**, Hypeninae, *Hypena castricalis* (Schaus); **211**, Lymantriinae, *Sarsina violascens* Herrich-Schäffer; **212**, Noctuinae, *Agrotis ipsilon* (Hüfnagel); **213**, Nolinae, *Iscadia dukinfieldia* Schaus; **214**, Phytometrinae, *Phytometra* Haworth; **215**, Plusiinae, *Rachiplusia nu* Guenée; **216**, Scolecocampinae, *Isogona natatrix* Guenée; **217**, Stictopterinae, *Nagara fenestra* (Guenée); **218**, Stiriinae, *Chrysoecia scira* (Druce); **219**, Xyleninae, *Spodoptera dolichos* (Fabricius).

amareladas ou alaranjadas. No Brasil, são conhecidas duas espécies, *Erythrochrus bicolor* Herrich-Schäffer e *Hyblaea puera* (Cramer) (Fig. 37.135). São caracterizadas pela perna posterior modificada no macho, com coxa escavada, onde se insere o pincel de cerdas da tíbia; pela superfície posterior dos tarsos com inúmeras cerdas espiniformes; pela furca metatorácica com braços secundários largos; pelas veias 1A e 2A da asa anterior livres, não-anastomosadas, e pela ausência de CuP na asa anterior. Das duas espécies que ocorrem no Brasil, somente os estágios imaturos de *H. puera* foram descritos. Larvas de último ínstar medem entre 25 e 35 mm de comprimento. Possuem corpo cilíndrico, robusto e desprovido de cerdas secundárias. Geralmente, alimentam-se dentro de galerias que constroem com as folhas das plantas hospedeiras e fios de seda. No Brasil, *H. puera* está associada à teca (Lamiaceae); em outras regiões, pode estar associada a outras famílias vegetais, principalmente Rhizophoraceae, Myrtaceae e Bignoniaceae. Adultos pousam com antenas voltadas para trás, assemelhando-se a algumas espécies de Tortricidae (Olethreutinae) e Pyralidae. Como referência, recomenda-se Dugdale *et al.* (1998).

THYRIDOIDEA

51. Thyrididae. Tem cerca de 760 espécies descritas, cosmopolita, mais bem representada nas regiões tropicais e subtropicais. Suas autapomorfias são a margem látero-ventral do primeiro tergito abdominal com lóbulos pós-espiraculares bem desenvolvidos nos adultos, pernas medianas, quando em repouso, não tocando o substrato e asa posterior com CuP fracamente desenvolvida. Além desses caracteres, as larvas possuem duas cerdas do grupo lateral (L1 e L2) nos segmentos meso e metatorácico— e não três cerdas— como nos demais lepidópteros. São mariposas de pequeno a grande porte, com envergadura alar entre 14 e 70 mm (Fig. 37.136). Asas anterior e posterior com diferentes formatos e padrões de coloração, variando do castanho ao castanho-avermelhado, geralmente com máculas hialinas. Às vezes, assemelham-se a esfingídeos, geometrídeos e licenídeos. Asa posterior geralmente frenada, com duas ou três cerdas frenulares nas fêmeas; em algumas espécies, ângulo umeral desenvolvido e frênulo ausente, como em *Belonoptera patercula* (Guenée) e *Draconia fenestratalis* Costa Lima. A família está dividida em Strigliniinae, Thyridinae, Siculodinae e Charideinae, todas com representantes na fauna brasileira, exceto a última, endêmica da região Afrotropical. Tiridídeos são pouco abundantes na natureza e raros nas coleções científicas. Costumam ser distinguidos dos piraloides pela ausência de escamas na base da probóscide e de órgãos timpânicos abdominais. No Brasil, há espécies economicamente importantes sob o ponto de vista agrícola, como é o caso de *Siculodes falcata* Felder & Rogenhöfer (Siculodinae), cujas larvas são pragas da goiabeira no Estado da Paraíba. Poucas espécies brasileiras têm os imaturos conhecidos e descritos na literatura. Estudos disponíveis tratam quase que exclusivamente das espécies com alguma importância para a agricultura, como a praga do sapoti, *Banisia myrsusalis* (Walker) (Strigliniinae), para cujos imaturos (ovos e larvas) ainda faltam informações morfológicas mais detalhadas. Os ovos são ovais, com eixo micropilar perpendicular ao substrato e exocório estriado. Podem ser brocas de caules e ramos, às vezes induzindo o desenvolvimento de galhas; outras se alimentam dentro de abrigos formados pela união das bordas de duas ou mais folhas de sua planta hospedeira; utilizam principalmente Euphorbiaceae, Leguminosae, Sapotaceae, Myrtaceae, Dipterocarpaceae, Capparidaceae e Combretaceae. A pupa é do tipo adéctica e obtecta, sem espinhos dorsais, protegida em um casulo distinto, denominado célula, confeccionado com fios de seda da larva. Thyrididae possui características morfológicas e comportamentais que lhe confere semelhanças muito precisas com folhas mortas, garantindo proteção contra predadores e adaptação a ecossistemas de florestas. Referências são Whalley (1971, 1976) e Dugdale *et al.* (1998).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Whalley 1971)

1. Asa posterior com áreas translúcidas desenvolvidas. Geralmente mariposas de corpo robusto ..... **Thyridinae**

— Asa posterior sem áreas translúcidas **2**

2(1). Tarsômeros sem espinhos. Asa posterior com Sc+RA e RP livres (Fig. 37.76) ..... **Siculodinae**

— Tarsômeros com um par de espinhos apicais ou com mais de uma fileira de espinhos. Sc+RA e RP anastomosadas por curta distância ..... **Strigliniinae**

PYRALOIDEA. Esta superfamília é uma das maiores da ordem Lepidoptera, com cerca de 16 mil espécies em Pyralidae e Crambidae. São cosmopolitas e estão mais bem representadas nas regiões Neotropical e Australiana.

52. Pyralidae. Mariposas de porte variável, pouco vistosas, geralmente de coloração pardacenta, com o comprimento alar variando de 13 a 40 mm. Com base na morfologia dos órgãos timpânicos abdominais e na presença ou ausência de uma extensão membranosa entre eles, Pyralidae é constituída por Galleriinae, Chrysauginae, Pyralinae, Epipaschiinae e Phycitinae (Fig. 37.137). Tem cerca de 3 mil espécies no Brasil, representando pouco menos da metade dos piralídeos conhecidos mundialmente. Relacionamentos de parentesco entre as subfamílias, com base em evidências morfológicas, sustentam Epipaschiinae + Phycitinae como grupo monofilético ao qual se une Pyralinae. Devido a sua importância econômica, os imaturos são em geral mais estudados do que de qualquer outra família já abordada no presente capítulo. Contudo, poucas espécies brasileiras têm imaturos conhecidos e descritos na literatura. A maioria dos trabalhos trata de aspectos ligados ao manejo integrado de pragas. Ovos têm formas variadas, com eixo micropilar paralelo ou perpendicular ao substrato, córion liso ou ornamentado. Larvas são semelhantes às de Hyblaeidae e Thyrididae. Possuem corpo cilíndrico, robusto e geralmente desprovido de cerdas secundárias. Geralmente fitófagas, vivem na superfície externa das plantas hospedeiras ou como minadoras, brocas e enroladoras de folhas, causando danos significativos a diversas culturas, como a broca-do-colo, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Phycitinae), e a broca-da-vagem, *Etiella zincknella* (Treitschke) (Phycitinae), pragas do arroz e do feijão, respectivamente. No Brasil,

inúmeras espécies são consideradas pragas agrícolas e de produtos armazenados, como *Pyralis farinalis* L. (Pyralinae), *Corcyra cephalonica* (Stainton) (Galleriinae) e *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Phycitinae), entre outras. As principais fontes de alimento incluem Burseraceae, Erythroxylaceae, Leguminosae, Rubiaceae e Vochysiaceae, entre outras. Alguns hábitos alimentares pouco comuns em Lepidoptera podem ser observados nessa família, como é o caso das larvas de *Pyralis manihotalis* Guenée (Pyralinae), alimentando-se em guano de morcego, e de algumas larvas de Chrysauginae, parasitando insetos, inclusive larvas de outros lepidópteros, principalmente *Automeris* Hübner (Saturniidae). Referências são Munroe & Solis (1998), Gallo *et al.* (2002) e Solis (2007).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Costa Lima 1949 e de Munroe & Solis 1998)

1. Asa posterior com CuA pectinada na face superior **2**
— Asa posterior com CuA não pectinada na face superior **4**

2(1). Asa anterior com RP_4 ..... **3**
— Asa anterior sem RP_4 (Fig. 37.77) ..... **Phycitinae**

3(2). Asa anterior com dobras costais e/ou câmara de ressonância (Fig. 37.78) ..... **Chrysauginae**
— Asa anterior sem dobras costais e/ou câmara de ressonância .... **Galleriinae**

4(1). Terceiro palpômero labial pontiagudo distalmente. Asa anterior com tufo de escamas eretas na célula discal .... **Epipaschiinae**
— Terceiro palpômero labial obtuso distalmente. Asa anterior sem tufo de escamas na célula discal ..... **Pyralinae**

53. Crambidae. Maior família de Pyraloidea, inclui 9.437 espécies de hábitos diurnos, crepusculares ou noturnos. A maioria dessas espécies tem entre 15 e 30 mm de envergadura alar (Figs. 37.138, 140), porém há espécies que são tão robustas quanto alguns Macrolepidoptera, como *Myelobia smerintha* (Hübner) (Crambinae) (Fig. 37.139), com até 120 mm de envergadura alar. Algumas espécies desenvolvem-se em plantas aquáticas ou semiaquáticas durante o estágio larval. Crambídeos diferem morfologicamente dos demais piraloides pela presença de uma ou duas cerdas do grupo lateral no nono segmento abdominal das larvas e, nos adultos, pelos órgãos timpânicos abdominais com extensão membranosa entre as câmaras e com conjuntiva e tímpano dispostos em planos diferentes. Das 17 subfamílias atualmente reconhecidas, 10 ocorrem no Brasil e estão na chave abaixo. Ovos têm formas variadas, eixo micropilar paralelo ou perpendicular ao substrato e córion liso ou ornamentado. As larvas são pouco distintas de Pyralidae, diferenciadas pela quetotaxia do nono segmento abdominal e pelas brânquias presentes nas espécies de vida aquática ou semiaquática. As pupas são típicas de Pyraloidea. Muitas espécies são fitófagas no estágio larval, vivendo na superfície externa de suas plantas hospedeiras, em túneis ou galerias de seda, ou como brocas de caules e raízes ou enroladoras de folhas, geralmente causando sérios danos à agricultura, como a broca-da-cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Crambinae), considerada uma das principais pragas em países de clima quente do hemisfério ocidental. Os crambídeos compreendem as principais diversificações de microlepidópteros cujas larvas (alguns Schoenobiinae e praticamente todos Nymphulinae) se adaptaram a ambientes aquáticos, com águas paradas ou correntes, graças ao desenvolvimento de brânquias filamentosas distribuídas simetricamente pelos metâmeros. Referências para o grupo são Munroe & Solis (1998), Solis & Maes (2003) e Solis (2007).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Munroe & Solis 1998; Solis & Maes 2003)

1. Quetosema presente **2**
— Quetosema ausente **5**

2(1). Asa anterior com CuP **3**
— Asa anterior sem CuP **4**

3(2). Probóscide geralmente desenvolvida. Asa anterior com RP_1 pedunculada à RP_{2+3}. Asa posterior desprovida de MA_2 .... **Nymphulinae** (em parte)
— Probóscide curta. Asa anterior com RP_1 nitidamente separada de RP_{2+3}. Asa posterior com MA_2 ..... **Schoenobiinae**

4(2). Asa anterior com RP_1 basalmente unida ou pedunculada a RP_{2+3}. Palpo labial recurvado; palpômero basal mais longo que o mediano ..... **Nymphulinae** (em parte)
— Asa anterior (Fig. 37.79) com RP_1 nitidamente separada de RP_{2+3}. Palpo labial porrecto; palpômero basal mais curto que o mediano ..... **Crambinae**

5(1). Palpo labial desenvolvido **6**
— Palpo labial diminuto ..... **Linostinae**

6(5). Palpo labial porrecto **7**
— Palpo labial recurvado **10**

7(6). Margem externa da asa anterior com escamas alongadas ... **8**
— Margem externa da asa anterior sem escamas alongadas .... **Cybalomiinae**

8(7). Porção da asa posterior entre CuA e a margem interna aparentemente sem cerdas filiformes **9**
— Porção da asa posterior entre CuA e a margem interna com cerdas filiformes evidentes ..... **Glaphyriinae**

9(8). Asa anterior com 2A curta e separada de 1A ... **Evergestinae**
— Asa anterior com 2A formando forquilha com 1A .... **Pyraustinae**

10(6). Extensão membranosa entre as câmaras timpânicas simples ..... **Dichogaminae**
Extensão membranosa entre as câmaras timpânicas bilobada ..... **Spilomelinae**

MIMALLONOIDEA

54. Mimallonidae. Tem cerca de 30 gêneros e 200 espécies endêmicas do Novo Mundo, predominantemente neotropicais, com quatro espécies (em três gêneros) registradas para a região Neártica. Como autapomorfias, os

mimalonídeos possuem: antenas bipectinadas, com ramos apicais bastante curtos ou ausentes nos machos; probóscide pouco desenvolvida ou ausente; palpômero labial mediano curto, nunca excedendo o comprimento do basal; tíbia metatorácica com um par de esporões; asa posterior com Sc + RA bastante arqueada além da base; pupa com reentrâncias dorsais ornadas com pequenos espinhos e paralelas às margens anteriores dos segmentos abdominais II a VII. Na filogenia de Macrolepidoptera, Mimallonoidea pertence a um grupo supostamente monofilético e basal, junto com Lasiocampoidea e Bombycoidea (Fig. 37.141). De médio a grande porte, com comprimento alar variando de 30 a 60 mm (Fig. 37.80) e de hábitos noturnos. Adultos possuem coloração pouco vistosa, geralmente de tons escuros, algumas espécies com linhas ou máculas sobressaindo nas asas anterior e posterior. Poucas espécies brasileiras têm os imaturos conhecidos e, em geral, suas descrições são sucintas, estando dispersas na literatura. Ovos com eixo micropilar paralelo ao substrato; córion forte, transparente ou translúcido, não raro ornamentado com inúmeras estrias longitudinais e transversais. As larvas são semelhantes às de outras famílias devido à ausência de cerdas secundárias e à presença de duas cerdas do grupo lateral no primeiro segmento torácico. Costumam ser encontradas em abrigos que elas próprias confeccionam utilizando folhas, bolotas fecais e fios de seda. Passam a maior parte do estágio larval dentro desses abrigos, deixando-o apenas para alimentarem-se. Suas plantas hospedeiras compreendem espécies de Anacardiaceae, Clusiaceae, Combretaceae, Fagaceae, Melastomataceae, Myrtaceae e Rubiaceae. A pupa é do tipo adéctica obtecta, mantida em casulos espessos de seda ou de seda com folhas e bolotas fecais aglutinadas. Algumas espécies são economicamente importantes do ponto de vista agrícola, como *Mimallo amilia* (Cramer) (Fig. 37.141), cujas larvas são pragas da goiabeira e de outras mirtáceas. Referências são Lemaire & Minet (1998) e Regier *et al.* (2008).

LASIOCAMPOIDEA. Compreende Lasiocampidae, cosmopolita, e Anthelidae, endêmica da Austrália e Papua Nova Guiné. São conhecidos cerca de 160 gêneros e 1.600 espécies, com distribuição predominantemente pantropical. Mais da metade das espécies neotropicais encontra-se em *Euglyphis* Hübner. No Brasil, também são encontrados *Artace* Walker, *Macromphalia* C. Felder, *Nesara* Walker, *Pompeja* Herrich-Schäffer, *Sphinta* Schaus, *Titya* Walker, *Tolype* Hübner e *Tytocha* Schaus. A sistemática e a biologia desses gêneros ainda são pouco compreendidas. Caracteriza-se por um conjunto de autapomorfias reconhecidamente homoplásticas: pernas anteriores com epífises curtas ou ausentes nas fêmeas e longas nos machos; MA_2 da asa anterior na origem aproximando-se mais de MP_1 que de MA_1; asa posterior das fêmeas desprovida de cerdas frenulares; mandíbulas larvais com cerdas secundárias; em vista lateral, cada larvópode com uma área membranosa vertical posicionada medianamente, dividindo a placa subventral em duas porções, ou posteriormente determinando o alongamento dessa placa.

55. Lasiocampidae. Mariposas pouco vistosas, em geral de coloração críptica e tons escuros (Figs. 37.142-143), corpo robusto com muitas cerdas piliformes, não raro de aspecto lanuginoso. Adultos são reconhecidos pelos seguintes caracteres: pilíferos glabros; asa anterior com a porção distal da R muito próxima de Sc; aréolas ausentes; CuA_2 na asa anterior originando-se mais próxima da base alar que de MP_1; sistema de acoplamento das asas do tipo amplexiforme. Com cerca de 1.500 espécies e 150 gêneros, está mais bem distribuída nas regiões pantropicais, com cinco subfamílias, Chionopsychinae, Chondrosteginae, Poecilocampinae, Macromphaliinae (Fig. 37.143) e Lasiocampinae (Fig. 37.142). Ovos são ovais ou subcilíndricos e achatados dorsalmente, com eixo micropilar paralelo ou perpendicular ao substrato, córion liso ou distintamente ornamentado. Larvas de Lasiocampidae são frequentemente confundidas com larvas de Noctuidae, Notodontidae, Lymantriinae (Noctuidae), Arctiinae (Noctuidae) e Apatelodinae (Bombycidae). Possuem corpo cilíndrico ou achatado, com cerdas geralmente urticantes. A pupa é do tipo adéctica obtecta mantida em casulo confeccionado com seda e cerdas larvais. São escassas as informações sobre a biologia dos lasiocampídeos brasileiros. Não há registros de danos econômicos importantes causados à agricultura brasileira, mas em outras partes do mundo particularmente as espécies de *Malacosoma* Hübner — cujas larvas, as lagartas-de-tenda, reconhecidas pelas extensas teias que tecem sobre as árvores — têm causado grandes estragos a muitas espécies vegetais de importância econômica. Referências importantes são Franclemont (1973), Biezanko (1986), Heppner (1996), Lemaire & Minet (1998) e Specht *et al.* (2008).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Lemaire & Minet 1998)

1. Asa posterior com Sc+RA geralmente separada de RP (Fig. 37.81) ..... **Macromphaliinae**
— Asa posterior com Sc+RA fusionada ou conectada de diferentes formas a RP (Fig. 37.82) ..... **Lasiocampinae**

BOMBYCOIDEA. São conhecidas cerca de 3.400 espécies de Bombycoidea, distribuídas em 466 gêneros. O monofiletismo é sustentado pelas seguintes sinapomorfias: coxa protorácica do último estágio larval fusionada anteriormente; A8 com cerda D1 implantada em um escolo médio-dorsal ou, às vezes, em uma protuberância cônica; asa anterior com RP_1+RP_2 paralela ou fusionada a RP_3+RP_4 (paralela em Carthaeidae e Sphingidae, fusionada nos demais Bombycoidea) (caráter compartilhado com *Bombycomorpha* Felder, gênero de Lasiocampidae); genitália masculina com os músculos flexores das valvas originando-se no tegume.

56. Bombycidae (=Apatelodidae). Mariposas noturnas, de corpo robusto, com envergadura alar entre 30 e 50 mm (Figs. 37.144-145). Encontradas em todas as partes do mundo, distribuindo-se predominantemente nas regiões Oriental e Neotropical. No Brasil, são conhecidos 19 gêneros, com mais de uma centena de espécies. Distingue-se das demais famílias de Bombycoidea pelo seguinte conjunto de caracteres: em

corte transversal, parte inferior do epímero II distintamente convexa; coxa metatorácica com a lamela costal não excedendo três quartos do comprimento da coxa e vênulas vestigiais ou ausentes. Há quatro subfamílias: Apatelodinae, Bombycinae, Phiditiinae e Prismostictinae. Destas, somente a última não ocorre no Brasil, sendo endêmica da região Oriental. *Bombyx mori* (L.) (Bombycinae) (Fig. 37.144) há muito tempo vem sendo estudada e criada em laboratório. Nenhuma espécie brasileira teve seus estágios imaturos descritos na literatura. Ovos com aspecto ovoide ou achatado em vista dorsal. Pupas do tipo adéctica obtecta; algumas espécies empupam diretamente no solo, outras são mantidas em casulos de seda confeccionados pelas larvas e presos às folhas da planta hospedeira. Muitos trabalhos têm sido publicados com *Bombyx mori* (L.), cujas larvas têm sido usualmente criadas em folhas de amoreira (Moraceae). Referências mais importantes são Franclemont (1973), Minet (1991, 1994), Heppner (1996), Lemaire & Minet (1998) e Gallo *et al.* (2002).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Lemaire & Minet 1998)

1. Perna posterior com dois pares de esporões tibiais **2**

— Perna posterior com um par de esporões tibiais .... **Bombycinae**

2(1). Asa anterior com MA_2 equidistante de MA_1 e MP_1 ou, na base, mais próxima de MA_1 que de MP_1 (Fig. 37.84) .... **Apatelodinae**

— Asa anterior com MA_2, na base, mais próxima de MP_1 que de MA_1 ..... **Phiditiinae**

57. Saturniidae. Conhecidas cerca de 1.500 espécies em 165 gêneros, que, embora cosmopolitas, se distribuem predominantemente pelas regiões tropicais do Novo Mundo. Está dividida em nove subfamílias: Cercophaninae, Agliinae, Ludiinae, Salassinae, Arsenurinae, Oxyteninae (Fig. 37.149), Ceratocampinae (Fig. 37.153), Hemileucinae e Saturniinae. As cinco últimas estão representadas na fauna brasileira, reunindo cerca de 400 espécies. Muitas são noturnas e algumas poucas, principalmente entre os Saturniinae e Hemileucinae, são diurnas. Distinguem-se dos demais Bombycoidea principalmente pela antena do adulto com flagelômero distal em forma de cone sensorial e pelo dimorfismo sexual da perna anterior: as fêmeas têm um par de estruturas dentiformes na superfície látero-ventral do quarto tarsômero, ausentes em algumas poucas espécies de *Coloradia* Blake (Hemileucinae) e *Meroleuca* Packard (Hemileucinae), que não ocorrem no Brasil. A família inclui algumas das maiores mariposas do mundo, como *Attacus atlas* (L.), encontrada nas regiões Oriental e Australiana, com aproximadamente 300 mm de envergadura alar. No Brasil, também são encontradas espécies grandes e vistosas, como *Arsenura sylla* (Cramer), *Copiopteryx jehovah* (Strecker), *Loxolomia serpentina* Maassen (Fig. 37.152) e *Rothschildia aurota* (Cramer) (Fig. 37.154). Em geral, o tamanho do corpo desses insetos é relativamente pequeno em relação ao tamanho de suas asas. Em Saturniidae, estão incluídas algumas espécies causadoras de erucismo e lepidopterismo, como são conhecidos os acidentes provocados pelos lepidópteros na fase larval e adulta, respectivamente. O contato com cerdas urticantes acarretam queimação imediata e inchaço local, com complicações clínicas, às vezes, fatais ao ser humano, como é o caso de *Lonomia obliqua* Walker (Hemileucinae) (Fig. 37.150); também são conhecidos os acidentes provocados por algumas espécies de *Hylesia* Hübner (Hemileucinae), tanto na fase larval como na fase adulta – as fêmeas adultas possuem cerdas microscópicas no abdômen que, em contato com a pele humana, podem provocar reações inflamatórias papulosas e pruriginosas intensas, semelhantes às observadas em acidentes por cerdas de aranhas caranguejeiras. Entre as famílias de Bombycoidea assinaladas para o Brasil, Saturniidae é a que tem maior número de espécies com descrições disponíveis sobre seus estágios imaturos. Os ovos são grandes, arredondados ou elipsoides, achatados ou comprimidos. as larvas ocasionalmente são confundidas com as de algumas borboletas Nymphalidae (Papilionoidea) devido à presença de calazas e escolos (com espinhos ou cerdas laterais) no tórax e abdômen. As pupas são do tipo adéctica obtecta, com ou sem cremáster. Algumas espécies de Saturniinae e Hemileucinae têm as pupas protegidas em casulos de seda. Machos voam rápido à procura das fêmeas, em geral mais pesadas e mais lentas; vários ovos são depositados de uma única vez, minimizando, assim, contatos com inimigos naturais. Sugere-se que as manchas ocelares das asas de alguns gêneros servem como mecanismo de defesa para distrair ou afugentar predadores, conforme já observado em *Automeris*, onde as manchas encontram-se nas asas posteriores cobertas pelas anteriores, geralmente crípticas. Quando o animal é perturbado, as asas posteriores são rapidamente deixadas à mostra, o que faz destacar as manchas ocelares. Larvas podem ser solitárias ou gregárias, polífagas (muitos Ceratocampinae e Saturniinae) ou monófagas (Arsenurinae, Hemileucinae); alimentam-se de várias espécies de Anacardiaceae, Aquifoliaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Fagaceae, Loganiaceae, Malvaceae (incluindo Bombacaceae, Sterculiaceae e Tiliaceae), Moraceae, Myristicaceae, Oleaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Salicaceae, Sapindaceae, Sapotaceae e Simaroubaceae, entre outras. Referências para o grupo são Lemaire (1978, 1980, 1988, 1996), Stone (1991), D'Abrera (1995a, 1998), Lemaire & Minet (1998) e Camargo *et al.* (2009).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Lemaire 1978; Lemaire & Minet 1998)

1. Nos machos, antena com escamas dorsais do primeiro ao último flagelômero; ramos (= pectinações) imbricados látero-ventralmente na base **2**

— Nos machos, antena sem escamas em todos ou quase todos flagelômeros;ramos (= pectinações) imbricados lateral ou látero-dorsalmente na base **3**

2(1). Probóscide evidente. Esporões tibiais com a extremidade distal pouco pontiaguda ..... **Oxyteninae**

— Probóscide vestigial ou ausente. Esporões tibiais com a extremidade distal em forma de gancho .... **Hemileucinae** (em parte)

3(1). Pilíferos ou margem anterior do clípeo com cerdas robustas ..... **Arsenurinae**

— Pilíferos e margem anterior do clípeo desprovidos de cerdas 4

4(3). Frontoclípeo com as laterais convexas ocultando as suturas laterais em vista anterior. Cones antenais simples .... **Ceratocampinae**

— Frontoclípeo com as laterais planas; se convexas, com cones antenais distintos 5

5(4). Antena quadripectinada (bipectinada nas fêmeas de *Copaxa* Walker), com ramos (= pectinações) apicais de cada flagelômero separados dos ramos basais do flagelômero anterior ..... **Saturniinae**

— Antena quadripectinada ou não; se o são, ramos apicais de cada flagelômero adjacentes aos ramos basais do flagelômero anterior ..... **Hemileucinae** (em parte)

58. Sphingidae. Com cerca de 1.300 espécies e 203 gêneros, estão distribuídos em todo o mundo, exceto na Antártida e Groenlândia. Para a região Neotropical, são estimadas cerca de 400 espécies. De tamanho médio e grande, com envergadura alar entre 25 e 200 mm (Figs. 37.146-148). Excelentes voadores e, em geral, as espécies brasileiras têm hábitos crepusculares e noturnos. Alimentam-se de néctar e pairam em frente às plantas alimentícias, como beija-flores, com batimentos das asas bastante rápidos. O monofiletismo de Sphingidae tem sido suportado com base em uma série de autapomorfias, entre as quais podem ser citadas: MA_2 originando-se ligeiramente mais próxima de MP_1 que de MA_1; margem externa da asa posterior com angulação na extremidade de 1A+2A; segmentos abdominais I-VII das larvas com faixas oblíquas nas laterais; nas pupas, superfície exposta da asa posterior não alcançando o segmento abdominal IV. Está dividida em Smerinthinae, Sphinginae e Macroglossinae. Smerinthinae, considerada a mais basal das três, compreende as tribos Smerinthini, Sphingulini e Ambulycini, das quais somente a última possui espécies da fauna brasileira, arroladas em *Adhemarius* Oiticica Filho (Fig. 37.147), *Orecta* Rothschild & Jordan e *Protambulyx* Rothschild & Jordan. Em Macroglossinae as tribos são facilmente amostradas em nossa fauna: Dilophonotini é a que possui o maior número de gêneros, entre eles, *Erinnyis* Hübner, um dos mais comuns da tribo; Macroglossini, com *Hyles* Hübner e *Xylophanes* Hübner (Fig. 37.148); e Philampelini, com *Eumorpha* Hübner. As espécies brasileiras pertencentes a Sphinginae estão arroladas em duas tribos: Acherontini e Sphingini; a primeira, com *Agrius cingulata* (Fabricius) (Fig. 37.146), a outra, com sete gêneros, incluindo *Amphimoea* Rothschild & Jordan e *Neococytius* Hodges, representados por uma espécie cada e indivíduos com as probóscides mais longas do mundo. A probóscide de *Amphimoea walkeri* (Boisduval), quando completamente estendida, pode atingir até 280 mm de comprimento. Imaturos são relativamente fáceis de serem reconhecidos. Na internet, há um sítio com fotos de praticamente todos os esfingídeos da Área de Conservación Guanacaste, Costa Rica, http://janzen.sas.upenn.edu/caterpillars/database.lasso. Nesse sítio, estão incluídas espécies assinaladas para a fauna brasileira, o que o torna uma ferramenta importante para a identificação de alguns representantes da nossa fauna, pelo menos em nível de gênero. Os ovos são relativamente grandes, medem entre um e três milímetros de diâmetro; arredondados ou elípticos, com eixo micropilar paralelo ao substrato; córion finamente reticulado. As larvas distinguem-se dos demais bombicoides pelo número de ânulos, entre seis e oito, em cada segmento do corpo e pela projeção dorsal em forma de espora no segmento abdominal VIII. Pupas são do tipo adéctica obtecta; a maioria dos Sphinginae tem probóscide com bainha própria, destacada do resto do corpo, geralmente glabras, curtas e fusiformes; segmentos abdominais V a VII móveis; cremáster evidente. Esfingídeos são polinizadores de uma grande variedade de plantas com flores; possuem adaptações morfológicas que os auxiliam na polinização e na própria alimentação: probóscides relativamente longas e músculos torácicos fortes, garantindo o voo em ponto fixo. Voam longas distâncias e transportam pólen de uma planta a outra por mais de 400 m. As principais fontes de néctar dessas mariposas incluem espécies de Amaryllidaceae, Apocynaceae, Bignoniaceae, Bombacaceae, Cactaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Gesneriaceae, Martyniaceae, Onagraceae, Orchidaceae, Rubiaceae e Solanaceae, entre outras. Fêmeas depositam os ovos isoladamente ou em grupos de dois ou três na superfície adaxial das folhas de algumas poucas espécies vegetais, geralmente pertencentes a uma família, diferindo-as, dessa forma, das fêmeas de saturnídeos. Uma das características mais peculiares das larvas de Sphingidae, que inclusive originou o nome do gênero-tipo da família, *Sphinx* L., refere-se à postura de seu corpo quando molestadas: a cabeça fica retraída dentro do primeiro segmento torácico e a parte anterior do corpo levantada, lembrando a figura de uma esfinge egípcia. Pupas podem ser encontradas sob o solo, enroladas em folhas da própria planta hospedeira ou da serrapilheira, ou enterradas no solo a uma profundidade de até 15 cm. Algumas espécies da fauna brasileira são de importância econômica, como é o caso de *Erinnyis ello* (L.) (Macroglossinae), cujas larvas, conhecidas como mandarová-da-mandioca, podem causar sérios danos às Euphorbiaceae, principalmente mandioca e seringueira. Inclui-se aqui um dos lepidópteros noturnos mais bem estudados do mundo, *Manduca sexta* (L.) (Sphinginae), cujas larvas são conhecidas pelos danos que causam em várias culturas de solanáceas (fumo, batatinha, tomateiro). Referências úteis são Rothschild & Jordan (1903), D'Abrera (1986), Lemaire & Minet (1998) e Kawahara *et al.* (2009).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Lemaire & Minet 1998)

1. Superfície lateral-interna do palpômero basal com microtríquias ..... **Macroglossinae**

— Superfície lateral-interna do palpômero basal sem microtríquias 2

2(1). Último flagelômero longo 3

— Último flagelômero relativamente curto 4

3(2). Face dorsal da asa anterior sem listras longitudinais entre MP_1 e CuA_2; ápice truncado ou falcado; margem interna côncava .... **Smerinthinae** (em parte)

— Outra combinação de caracteres; ápice nunca truncado ou

falcado ..... **Sphinginae** (em parte)

4(2). Asa anterior com margem externa convexa; margem interna retilínea a ligeiramente côncava; face dorsal geralmente com listras longitudinais entre as células MP_1-CuA_1 e CuA_1-CuA_2. Esporões tibiais não raro curtos ..... **Sphinginae** (em parte)

— Outra combinação de caracteres. Esporões tibiais longos a curtos ..... **Smerinthinae** (em parte)

HEDYLOIDEA

59. Hedylidae. Suas características morfológicas apontam para um possível relacionamento de parentesco com as borboletas (Hesperioidea e Papilionoidea) e não com as mariposas, em particular com os geometrídeos (Geometridae), como eram usualmente classificados. Atualmente os hedilídeos estão em uma superfamília própria, considerando a ausência de órgão timpânico abdominal como principal característica para distinguí-la de Geometroidea. Estudos mais recentes sugerem que Hedyloidea, Hesperioidea e Papilionoidea formam um grupo monofilético com base nas seguintes sinapomorfias: primeiro tergito abdominal distintamente inflado, ovo com o maior eixo perpendicular ao substrato e pupa com uma fina cinta contornando-a na parte média do corpo. Compreende *Macrosoma* Hübner e 37 espécies restritas à região Neotropical, incluindo Cuba e as ilhas de Trinidade e Tobago. São de médio porte, com envergadura alar variando de 15 a 30 mm. Têm corpo delgado e coloração pálida entre o castanho e o castanho-acinzentado, algumas espécies, no entanto, são predominante ou completamente esbranquiçadas. As asas acoplam-se por meio de frênulo e retináculo, porém, nas fêmeas e às vezes nos machos, como em *Macrosoma napiaria* (Guenée), o retináculo está aparentemente ausente; além disso, nos machos de algumas espécies, o frênulo é curto e não funcional. *M. tipulata* Hübner (Fig. 37.155) é a única espécie da fauna brasileira com imaturos e biologia descritos na literatura até o momento. Essa espécie é considerada praga do cupuaçuzeiro, *Theobroma grandiflorum* (Wild. ex Spreng) K. Schum. (Sterculiaceae), nos estados do Amazonas, Pará e Rondônia. Os ovos são caracterizados pela presença de várias estrias longitudinais e transversais, às vezes comparados aos ovos das borboletas Pieridae. Larvas com ou sem escolos cefálicos (ausentes no primeiro ínstar) e placa anal com dois prolongamentos caudais. Pupas obtectas adécticas, aderidas ao substrato por meio dos ganchos do cremáster e de um fio de seda que cobre o primeiro segmento abdominal, como em vários grupos de borboletas. Além de esterculiáceas, há também registros na literatura que incluem representantes de Euphorbiaceae, Malpighiaceae, Malvaceae e Tiliaceae como plantas hospedeiras. Referências para a família são os vários trabalhos de Scoble (1986, 1990, 1998).

HESPERIOIDEA

60. Hesperiidae. Com cerca de 3.100 espécies e distribuição mundial, estão ausentes na Nova Zelândia e nos polos. É na região Neotropical onde se encontra mais bem representada, com 2.369 espécies. Estão divididos nas subfamílias Coeliadinae, Euschemoninae, Eudaminae, Pyrginae, Heteropterinae, Trapezitinae e Hesperiinae. Destas, Eudaminae (Fig. 37.156), Pyrginae (Figs. 37.157, 158), Heteropterinae (Fig. 37.160) e Hesperiinae (Fig. 37.159) estão representadas na região Neotropical e no Brasil. Até há pouco tempo, alguns autores ainda a consideravam como pertencente à série Hesperiiformes dentro de Papilionoidea, mais proximamente relacionada ao grupo das demais borboletas, hipótese que ainda é aceita com base em uma série de características morfológicas e comportamentais bastante peculiares, como ausência de frênulo e retináculo, exceto no gênero *Euschemon* Doubleday (Hesperiidae), antena clavada e forrageamento diurno e crepuscular. Contudo, os hesperioides formam um grupo distinto, caracterizado basicamente pelas antenas bem separadas na base, no mínimo duas vezes a largura do escapo (Fig. 37.47), apicalmente dilatadas em forma de taco de golfe (Fig. 37.7), afilando na extremidade, além das veias da asa anterior geralmente partindo de pontos diferentes da célula discal (Figs. 37.87-88); distinguem-se ainda pela margem dos olhos com um anel completo de pequenos omatídios, terceiro esclerito axilar da asa anterior grosseiramente em forma de Y, veia R formando uma célula estreita fechada com Sc na base da asa posterior e permanecendo fundida a ela, distalmente, até a margem externa da asa e, finalmente, pelas larvas com o protórax distintamente mais estreito que a cabeça, exceto nas espécies de *Megathymus* Scudder (Hesperiinae). São borboletas pequenas ou de médio porte, normalmente de corpo robusto, com envergadura alar entre 20 e 40 mm. São boas indicadoras de regularidade e abundância de recursos florais, sendo que a presença de algumas espécies pode fornecer indícios sobre a saúde geral do ambiente em questão. Facilmente reconhecidas na natureza pelo voo rápido e errático. É comum o uso de abrigos confeccionados pela própria larva usando folhas da planta hospedeira ou parte delas dobradas ou enroladas sobre si mesmas e presas com fios de seda. Pupa geralmente encontrada dentro do abrigo confeccionado pela larva de último ínstar. Como plantas hospedeiras, predominam os registros de Leguminosae, Piperaceae, Malvaceae, Poaceae, Gramineae, entre outras monocotiledôneas. Referências são Heppner (1998), Mielke (2001, 2005) e Warren *et al.* (2009).

Chave de identificação provisória para as subfamílias que ocorrem no Brasil (baseada em caracteres discutidos por Warren *et al.* 2009)

1. Célula discal da asa anterior tão longa quanto ou mais longa que o comprimento da margem interna. Maior comprimento da asa posterior geralmente maior que o comprimento do abdômen, com prolongamentos caudais no ângulo anal (Fig. 37.87). Tíbia mesotorácica geralmente sem espinhos (em alguns gêneros, no entanto, com três ou quatro espinhos diminutos). Tíbia metatorácica sem espinhos, se presentes, em pequeno número ..... **Eudaminae**

— Célula discal da asa anterior mais curta que o comprimento da margem interna, se mais longa, asa posterior sem prolongamentos caudais no ângulo anal. Tíbias meso e metatorácica com inúmeros espinhos 2

2(1). Antena recurvada antes da clava longa e alargada. Tergo abdominal I achatado ântero-posteriormente, em forma de escama ..... **Pyrginae** (em parte)

— Antena com a clava nunca inteiramente recurvada,

geralmente com apículo. Tergo abdominal I não achatado ântero-posteriormente 3

3(2). Asa anterior com célula discal pelo menos igual a dois terços do comprimento da asa; se menor, então MA_2 normalmente retilínea, mais próxima na base de MA_1 que de MP_1 .... **Pyrginae** (em parte)

— Outra combinação de caracteres 4

4(3). MA_2 normalmente curvada na base (Fig. 37.88). Epífise relativamente desenvolvida ..... **Hesperiinae**

— MA_2 não curvada na base. Epífise pouco desenvolvida ou ausente, se bem desenvolvida, segundo palpômero labial voltado para frente, não em direção à região dorsal da cabeça ..... **Heteropterinae**

PAPILIONOIDEA. Em todo o mundo, são conhecidas cerca de 16 mil espécies dessa superfamília. De acordo com o modo de alimentação dos adultos, podem ser separadas em duas guildas: borboletas que se alimentam de néctar e/ou pólen — aqui incluídas Papilionidae, Pieridae, Lycaenidae, Riodinidae e algumas subfamílias de Nymphalidae (Libytheinae, Danainae, Heliconiinae e Nymphalinae); borboletas que se alimentam de frutas fermentadas, excrementos, exsudados de plantas e animais em decomposição— com os ninfalídeos da linhagem satiroide, que inclui Satyrinae, Charaxinae, Biblidinae e alguns Nymphalinae.

O grupo é caracterizado por um conjunto de cinco caracteres torácicos, que não são de fácil visualização e compreensão se o respectivo tagma não foi devidamente dissecado e suas escamas removidas. No entanto, de forma geral, os papilionoides são facilmente distinguidos dos hesperioides pelo ápice da antena, que naqueles não assume a forma de taco de golfe, como nos hesperioides; além disso, nestes as veias da asa anterior partem de pontos diferentes da célula discal, sem formar dicotomias, ao contrário dos papilionoides.

Estudos recentes de sistemática molecular sugerem que o grupo mais basal da superfamília é Papilionidae, corroborando alguns estudos mais antigos com base na morfologia. Pieridae é considerada ora grupo-irmão de Papilionidae ora grupo-irmão de (Nymphalidae (Lycaenidae + Riodinidae)). No presente capítulo, será adotada esta última hipótese de relacionamentos, por estar bem sustentada com base em uma série de caracteres morfológicos e moleculares.

61. Papilionidae. Com aproximadamente 600 espécies, em geral grandes e vistosas. Cosmopolita, está bem representada nas regiões tropicais do Velho Mundo. É um dos grupos mais estudados e conhecidos dentro de Papilionoidea. Sua taxonomia e sistemática estão estáveis e o monofiletismo da família é sustentado em parte pela presença na larva de uma glândula epidérmica eversível e em forma de Y, localizada próximo à cabeça, denominada osmetério, que extroverte quando a larva é ameaçada por algum predador, em geral outros invertebrados. A secreção liberada pelo osmetério contém produtos voláteis repelentes cuja composição inclui uma diversidade de terpenoides com fortes aromas. Outras características que sustentam seu monofiletismo incluem asa anterior com duas Anais (2A e 3A), uma terminando na margem externa e outra na margem interna (em outros lepidópteros, 3A está aparentemente ausente ou fundida a 2A) e terceiro esclerito axilar da asa anterior projetado anteriormente, quase tocando a base do tronco da Anal (em outros lepidópteros, o terceiro esclerito axilar é relativamente curto). Estão divididos em três subfamílias: Baroniinae, Parnassinae e Papilioninae. Somente a última ocorre no Brasil e é a maior subfamília, com cerca de 500 espécies. A maioria das espécies pode ser facilmente distinguida das demais borboletas pelo prolongamento da MP_1 na asa posterior, formando um tipo de cauda, de onde vem o nome popular, rabo-de-andorinha. A biologia e a etologia das espécies brasileiras são, em geral, conhecidas graças às espécies com alguma importância econômica para a agricultura, como é o caso de *Heraclides thoas brasiliensis* (Rothschild & Jordan) e *H. anchysiades* (Esper) (Fig. 37.161), duas espécies comuns em áreas urbanas, cujas larvas atacam folhas de *Citrus* spp. e de outras rutáceas, causando sérios danos às plantações quando as larvas ocorrem em grandes densidades. As pupas dessas espécies mimetizam pequenos gravetos suspensos por um fio de seda que passa pelo dorso e, por essa razão, são denominadas sucintas. Outras plantas hospedeiras frequentemente utilizadas incluem Annonaceae, Apiaceae, Aristolochiaceae, Cannelaceae, Hernandiaceae, Lauraceae, Magnoliaceae, Moraceae e Piperaceae. Referências importantes são Tyler *et al.* (1994), Lamas *et al.* (1995), Lamas (2004) e Wahlberg *et al.* (2005).

62. Pieridae. O monofiletismo da família está sustentado em parte pelas garras tarsais bífidas dos adultos e pelo depósito de pteridinas nas escamas. Pigmentos pteridinas são considerados universais em Pieridae, responsáveis pela coloração amarelada e alaranjada dessas borboletas. A família está dividida em quatro subfamílias: Dismorphiinae (Fig. 37.164), Pseudopontiinae, Pierinae (Fig. 37.163) e Coliadinae (Fig. 37.162). Pseudopontiinae é endêmica da África; as demais podem ser encontradas no Brasil. Compreende aproximadamente 1.200 espécies, distribuídas pelos diferentes domínios biogeográficos do mundo, exceto nos polos. No Brasil, são particularmente abundantes os gêneros *Colias* Fabricius, *Eurema* Hübner e *Phoebis* Hübner. Pierídeos são predominantemente brancos, amarelados ou alaranjados, outros são distintamente coloridos e participam de anéis miméticos com Troidini (Papilionidae: Papilioninae), Danainae e Heliconiinae (Nymphalidae). Variações sazonais e polimorfismos na coloração das asas são relativamente comuns. Dimorfismo sexual também pode ser marcante em algumas espécies, como em *Colias lesbia* (Fabricius) (Fig. 37.162) e *Phoebis argante* (Fabricius). Além da coloração, diferenciam-se das demais borboletas pelos três pares de pernas normais (não reduzidos) utilizados para caminhar, pelas garras tarsais bífidas e pela venação (asa anterior com uma veia Anal). Muitas espécies têm comportamento migratório, como *Glutophrissa drusilla* (Cramer), *Phoebis argante* (Fabricius) e *P. philea* (L.), o que explica em parte a ampla distribuição dessas espécies, especialmente no Brasil. Os ovos são alongados, amarelados e com estrias longitudinais. As larvas são cilíndricas, lisas e desprovidas de escolos ou espinhos;

podem ser solitárias ou gregárias. As plantas hospedeiras mais usadas pertencem às famílias Brassicaceae, Caesalpinaceae, Capparidaceae, Fabaceae, Leguminosae, Loranthaceae, Mimosaceae, Simaroubaceae e Tropaeolaceae. Pupas são crípticas em relação a alguma parte da planta hospedeira ou a fezes de aves; geralmente com a porção anterior da cabeça fusiforme; repousam em posição horizontal ou são suspensas por um fio de seda que passa dorsalmente entre o tórax e o abdômen. Adultos alimentam-se principalmente de néctar, mas algumas espécies costumam visitar praias de rios para obtenção de sais minerais, formando grandes aglomerados de indivíduos. Referências para Pieridae são D'Abrera (1981), Lamas *et al.* (1995), Lamas (2004) e Braby *et al.* (2006).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Asa anterior com cinco ramos da Radial, todas pedunculadas. CuA aparentemente quadrirramificada (Fig. 37.91) .... **Dismorphiinae**

— Asa anterior com três a cinco ramos da Radial, pelo menos uma se originando na célula discal. CuA aparentemente trirramificada (Fig. 37.90) **2**

2(1). Patágios não esclerosados. Antena com clava bem evidenciada. Geralmente borboletas brancas ou negras .... **Pierinae**

— Patágios esclerosados. Antena com clava pouco evidenciada. Geralmente borboletas amarelas ou negras, raramente brancas ..... **Coliadinae**

63. Nymphalidae. O monofiletismo da família está sustentado pela presença de três carenas longitudinais na superfície ventral das antenas. Esse caráter é universal e exclusivo dos ninfalídeos. Estão divididos em 12 subfamílias: Libytheinae (Fig. 37.165), Danainae (Fig. 37.166), Limenitidinae (Fig. 37.175), Heliconiinae (Figs. 37.170, 171), Pseudergolinae, Apaturinae (Fig. 37.176), Biblidinae (Fig. 37.173), Cyrestinae (Fig. 37.174), Nymphalinae (Fig. 37.172), Callinaginae, Charaxinae (Fig. 37.177) e Satyrinae (Figs. 37.167-169). Das subfamílias, somente Pseudergolinae e Calinaginae não ocorrem no Brasil. Libytheinae é considerada a subfamília mais basal de Nymphalidae, principalmente porque, ao contrário das outras, as fêmeas têm pernas anteriores normais, não atrofiadas. Além disso, a posição basal de Libytheinae é sustentada por similaridades plesiomórficas de seus imaturos com os de Pieridae. Ithomiinae que até então vinha se mantendo como um grupo independente dentro da família, atualmente figura como um clado subordinado a Danainae, grupo-irmão dos demais ninfalídeos; os caracteres morfológicos que sustentam a inclusão de Ithomiinae como tribo de Danainae, no entanto, são reconhecidamente homoplásticos. As demais subfamílias estão divididas em três clados: os "heliconiíneos", com Limenitidinae e Heliconiinae; os "ninfalíneos", com Pseudergolinae + ((Apaturinae + Biblidinae) + (Cyrestinae + Nymphalinae)); e os "satiríneos", compreendendo Callinaginae + (Charaxinae + Satyrinae). Neste último grupo, estão as principais dúvidas com relação à taxonomia e sistemática dos ninfalídeos. Nymphalidae é o grupo mais diversificado dentro de Papilionoidea. Com aproximadamente 7.200 espécies e distribuição mundial, nos mais variados tipos de ambientes, de geleiras a desertos, estão ausentes apenas nos polos. Mantêm inúmeras e complexas relações com as plantas hospedeiras. Estão entre as borboletas mais admiradas do público em geral e as mais bem estudadas pelos especialistas. Adultos têm padrão de coloração e formato de asas muito variáveis. Diferem, com raras exceções, dos demais grupos de borboletas pelas pernas protorácicas pouco desenvolvidas, em alguns casos verdadeiramente atrofiadas, em ambos os sexos. Na maioria dos ninfalídeos, o primeiro par de pernas não é utilizado na locomoção. Os ovos são globosos ou cônicos, depositados em grupos ou isoladamente. As larvas com formas e padrões de coloração variados. Entre as plantas hospedeiras mais frequentemente consumidas pelas larvas, estão representantes de Acanthaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Passifloraceae, Poaceae e Scrophulariaceae. Algumas pupas têm pontos ou todo o tegumento dourados, de onde vem o termo crisálida, e são suspensas pelo cremáster, mas nunca por uma cinta de seda, como nos papilionídeos e pierídeos. Referências são D'Abrera (1984, 1987a, b, 1988), Lamas *et al.* (1995), Freitas & Brown Jr. (2009), Lamas (2004), Wahlberg *et al.* (2005, 2009) e Kawahara (2009).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (baseada em caracteres discutidos por Freitas & Brown Jr. 2004)

1. Palpo labial geralmente mais longo ou tão longo quanto o tórax, voltado para frente (Fig. 37.165) ..... **Libytheinae**

— Palpo labial mais curto que o tórax **2**

2(1). Asa anterior com 3A livre na base, depois anastomosada com 2A (Fig. 37.92), sem veias dilatadas na base ..... **Danainae**

— Asa anterior geralmente desprovida de 3A, às vezes vestigial, se desenvolvida, então sem anastomose com 2A ou com veias dilatadas na base **3**

3(2). Asa anterior com RP_1 surgindo relativamente próxima da veia transversal ma-ma (=dcm) (Fig. 37.99) **4**

— Asa anterior com RP_1 surgindo relativamente distante da veia transversal ma-ma (=dcm) **5**

4(3). Órgão de Vogel presente. Genitália masculina com saco estreito, comprimento maior que o dobro da largura **7**

— Órgão de Vogel ausente. Genitália masculina com saco largo, comprimento igual ou menor que o dobro da largura **8**

5(3). Asa anterior com veia Sc ou CuA dilatada na base (Fig. 37.93) ..... **Satyrinae** (em parte)

— Asa anterior sem veias dilatadas na base **6**

6(5). Asa posterior com a veia transversal umeral dirigida nitidamente para a base da célula discal. Asa anterior com célula discal sempre fechada por uma veia tubular proeminente. Asas normalmente alongadas (Fig. 37.96) .... **Heliconiinae** (em parte)

— Asa posterior com a veia transversal umeral normalmente não dirigida para a base; se assim, então célula discal da asa anterior fechada por uma veia rudimentar. Asa posterior com célula discal aberta ou fechada por uma veia rudimentar. Asas normalmente subtriangulares (Fig. 37.98) .....

..... **Nymphalinae** (em parte)

7(4). Hipândrio presente (modificação do esternito VIII) (Fig. 37.40) ..... **Biblidinae**
— Hipândrio ausente **9**

8(4). Perna protorácica do macho com tarso mais curto que a metade do comprimento da tíbia ..... **Cyrestinae**
— Outra razão entre o comprimento do tarso e da tíbia .... **Limenitidinae**

9(7). Perna protorácica esverdeada ..... **Apaturinae**
— Perna protorácica não esverdeada; se esverdeada, RP_3 e RP_4 maiores que seu tronco comum **10**

10(9). Asas anterior e posterior com célula discal fechada pela veia transversal ma-mp (=dci) (Fig. 37.94). Uma ou mais veias dilatadas na base da asa anterior ou com RA, na asa posterior, formando com Sc uma célula basilar da qual parte a veia umeral. Célula discal da asa posterior, se aberta, com um ramo acessório na base do cúbito (Fig. 37.95), quase tocando a Anal, às vezes fundindo-se parcialmente a esta e daí em direção à margem externa .... **Satyrinae** (em parte)
— Asas anterior e posterior com célula discal aberta ou fechada; existindo célula umeral, asa posterior com célula discal aberta e veia transversal ma-mp (=dci) rudimentar. Ramo acessório na base do cúbito da asa anterior, quando presente, sem tocar a Anal e geralmente pouco desenvolvido, voltado para a margem externa, com célula discal da asa posterior fechada **11**

11(10). Asa posterior com célula discal fechada por veia tubular proeminente e veia transversal umeral nitidamente curvada para a margem costal ..... **Heliconiinae** (em parte)
— Asa posterior com célula discal aberta ou fechada por veia rudimentar, quando por veia proeminente, veia umeral voltada para a base, algumas vezes bifurcada **12**

12(11). Asa posterior com veia transversal umeral nitidamente voltada para a base da célula discal, aberta ou fechada por veia tubular proeminente. Asa anterior com célula discal sempre fechada por veia tubular proeminente. Asas normalmente alongadas (Fig. 37.97) ..... **Heliconiinae** (em parte)
— Asa posterior com veia transversal umeral normalmente não voltada para a base; se assim, então célula discal da asa anterior fechada por veia rudimentar. Asa posterior com célula discal aberta ou fechada por veia rudimentar. Asas normalmente subtriangulares **13**

13(12). RP_3 e RP_4 maiores que seu tronco comum ou RP_3 curvada para baixo em seu término ..... **Charaxinae**
— RP_3 e RP_4 com características diferentes (Fig. 37.98) .... **Nymphalinae**

64. Riodinidae. Dividida em cinco subfamílias: Styginae, Hamearinae, Euselasiinae, Corrachiinae e Riodininae (Fig. 37.178). No Brasil, as coleções desse grupo são relativamente pequenas, com muitas espécies representadas por poucos indivíduos. Distribuídos mundialmente, tem na região Neotropical mais de 90% de suas espécies – cerca de 1.300. Algumas são tipicamente coloridas, com linhas ou manchas metálicas. Muitos vivem em ambientes com vegetação densa e voam por curto período durante o dia. As populações são extremamente localizadas e costumam repousar na epiderme abaxial das folhas. Algumas espécies têm voo rápido e, não raro, particularmente as fêmeas, voam muito alto. Morfologicamente são caracterizados pela antena com clava tipicamente afilada; perna anterior atrofiada nos machos, normal nas fêmeas; coxa protorácica do macho prolongada em forma de espinho após articulação com o trocânter; genitália masculina com o unco relativamente desenvolvido. Essas duas últimas características os distinguem dos licenídeos, com os quais foram reunidos na mesma família por alguns autores. Ovos esféricos, às vezes com ornamentações coriônicas distintas. Larvas onisciformes, com corpo coberto por muitas cerdas e padrão de coloração variável; como as larvas de licenídeos, mantêm importantes interações com formigas (larvas mirmecófilas). Registros de plantas hospedeiras somam mais de 40 famílias de espermatófitas. Referências são D'Abrera (1994), Lamas *et al.* (1995) e Lamas (2004).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Esporões meso e metatibiais presentes. Asa posterior com a parte basal da margem costal espessada ..... **Riodininae**
— Esporões meso e metatibiais ausentes. Asa posterior com a parte basal da margem costal não espessada (Fig. 37.100) .... **Euselasiinae**

65. Lycaenidae. O monofiletismo de Lycaenidae está estabelecido com base em evidências morfológicas e moleculares. Distinguidos das demais borboletas pelas seguintes características: olho composto emarginado na base da antena; presença de lobo espatulado nas pernas abdominais da larva; ausência de glândula protorácica eversível na larva; e redução da teca alar metatorácica na pupa. Evidências morfológicas e moleculares têm corroborado a hipótese de parentesco entre Lycaenidae e Riodinidae, com o *status* de família para ambas. Estão divididos em oito subfamílias: Lipteninae, Poritiinae, Liphyrinae, Miletinae, Curetinae, Theclinae, Lycaeninae e Polyommatinae. Destas, Theclinae (Fig. 37.179) e Polyommatinae (Fig. 37.180) são as que ocorrem no Brasil. Possui a maior riqueza de espécies depois de Nymphalidae, geralmente representando cerca de um terço do total de espécies que compõem uma comunidade de borboletas na região Neotropical. Existem mais de 5 mil espécies em todo o mundo. A gama de recursos que utilizam como alimento na fase larval difere de outras borboletas. Muitas larvas são fitófagas, como a maioria dos lepidópteros, com predileção para alguns grupos vegetais, como Fabaceae, Fagaceae e Loranthaceae. No entanto, são as espécies que se alimentam de fungos, algas, líquens, material em decomposição e as carnívoras que mais têm despertado atenção dos pesquisadores nas últimas duas décadas, por se tratarem de hábitos alimentares (afitofagia) pouco comuns entre as borboletas. Existem ainda larvas mirmecófilas, que vivem em contato íntimo com formigas; essas possuem estruturas especiais para interagir com as formigas, como órgãos estridulatórios e glândulas produtoras de substâncias apaziguadoras, ricas em aminoácidos. Esses aspectos da biologia larval dos licenídeos são pelo menos em parte responsáveis pela grande diversidade do grupo. Referências

mais importantes são Lamas *et al.* (1995), D'Abrera (1995b), Lamas (2004) e Duarte & Robbins (2010).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil

1. Asa anterior com Radial trirramificada; na face dorsal, muitas vezes com mancha odorífera (androcônia). Asa posterior geralmente com um ou dois prolongamentos caudais (Fig. 37.179) ..... **Theclinae**

— Asa anterior com Radial tetrarramificada, no mínimo com duas veias pedunculadas; asa anterior (Fig. 37.101), na face dorsal, nunca com mancha odorífera. Asa posterior sem prolongamentos caudais ..... **Polyommatinae**

DREPANOIDEA. Possui Epicopeiidae (endêmica da região Oriental) e Drepanidae. Mariposas de tamanho médio e aparência bastante distinta entre si: drepanídeos têm cores pardas, com as extremidades das asas falcadas ou não; epicopeiídeos mimetizam alguns papilionídeos orientais, sendo normalmente negros, com manchas vermelhas, outros mimetizam pierídeos, geometrídeos e arctiíneos diurnos. Diferem também em seus hábitos, adultos de drepanídeos sendo noturnos e de epicopeiídeos, diurnos. O monofiletismo de Drepanoidea sustenta-se com base nos seguintes caracteres: presença de um esclerito pré-espiracular tergo-esternal completo conectando a parte anterior da extremidade do primeiro esternito abdominal com a barra lateral do tergito abdominal I; fêmur protorácico da pupa escondido ou pouco visível; presença de cerdas em uma área lateral achatada da mandíbula da larva; e pelo menos uma cerda secundária associada à cerda L3 nos segmentos A1-A8 da larva. No entanto, o caráter mais confiável para esse clado está no lábio larval, cuja fiandeira é menor que o premento na sua linha mediana.

66. Drepanidae. Com 120 gêneros e 650 espécies, a família Drepanidae está dividida em três subfamílias: Thyatirinae, Cyclidiinae e Drepaninae. Cyclidiinae não tem ocorrência nos neotrópicos. No Brasil, ocorrem apenas espécies arroladas em Thyatirinae (Fig. 37.181). São noturnas e de tamanho médio, com asas geralmente angulosas, semelhantes a alguns noctuídeos. Caracterizam-se pela ausência de ocelos (exceto em alguns poucos gêneros) e pelo quetosema pequeno ou ausente; antena varia de filiforme a pectinada e a espirotromba, quando presente, costuma ser pouco desenvolvida; palpo maxilar pequeno e o labial variável em comprimento e curvatura. Na asa anterior, frequentemente são encontradas aréolas longas e estreitas, paralelas à margem costal; MA_2 equidistante de MA_1 e MP_1 (Thyatirinae). Órgão timpânico, na base do esternito abdominal II (o primeiro esternito visível), derivado de escleritos tergo-esternais, que conectam o tergito I ao esternito II. Uma particularidade dessa família é que o tímpano está situado entre duas câmaras, uma maior e outra menor, associadas a escleritos tergo-esternais. Na genitália masculina, o vínculo e o tegume nem sempre estão fundidos e o unco, quando presente, pode ser simples ou bífido. Na genitália feminina, os signos geralmente são pequenos, arredondados ou distintamente lineares. Ovos achatados, ovais ou elípticos, normalmente postos em grupo. Larvas variam em suas características; algumas têm tubérculos e protuberâncias bifurcadas, durante o repouso podendo manter a extremidade posterior do abdômen levantada; normalmente se alimentam completamente expostas, mas há espécies que utilizam abrigos de folhas enroladas. Pupas geralmente formadas dentro de casulos fabricados entre folhas. As principais plantas hospedeiras assinaladas para os drepanídeos incluem Betulaceae, Caprifoliaceae, Cornaceae, Ebenaceae, Fagaceae, Juglandaceae, Rosaceae, Salicaceae, Anacardiaceae, Arecaceae, Daphniphyllaceae, Musaceae, Myrtaceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Theaceae, Tiliaceae e Zingiberaceae. Referências relevantes são Minet (1983, 1991) e Minet & Scoble (1998).

GEOMETROIDEA

Com cerca de 5.100 espécies apenas no Brasil, é considerado um grupo megadiverso, superado em número de espécies somente pelos noctuoides. Caracterizado principalmente pela forma típica do lábio larval, com fiandeira geralmente mais curta que o premento em sua linha mediana. Nos adultos, o órgão timpânico abdominal está presente em Geometridae e Uraniidae e a sua presença é uma plesiomorfia para a superfamília, já que Drepanidae (Drepanoidea) também possui um órgão timpânico abdominal supostamente homólogo; mesmo assim, a presença dessa estrutura constitui uma sinapomorfia para o grupo formado por Drepanoidea e Geometroidea, ainda que tenham ocorrido perdas secundárias nas duas superfamílias.

67. Sematuridae. O monofiletismo da família é sustentado pelos seguintes caracteres: antena ligeiramente mais dilatada na extremidade apical (não visível em algumas espécies), antes de tornar-se afilada e recurvada na ponta, com escapo robusto; segmento abdominal I com tergito estreito e barras tergopleurais largas, contíguas às expansões ântero-laterais do tergo II; genitália masculina com esterno IX parcialmente coberto por diminutos espinhos. Mariposas predominantente noturnas, de corpo delgado e tamanho médio a grande, com envergadura alar de até 80 mm. Tem 35 espécies e uma distribuição disjunta, com um gênero na África e o restante das espécies predominantemente neotropicais— Apoprogoninae é monotípica e exclusivamente africana, e Sematurinae é predominantemente neotropical, com quatro gêneros endêmicos (*Coronidia* Westwood, *Homidiana* Strand, *Sematura* Dalman (Fig. 37.182) e *Lonchotura* Hampson) e um gênero na região Neártica. Todas as espécies neotropicais têm olhos pilosos. Os ovos tem estrias longitudinais bem marcadas e estrias transversais relativamente mais finas; em geral são postos com o eixo micropilar perpendicular ao substrato. Larvas de último ínstar não possuem cerdas secundárias. As plantas hospedeiras são pouco conhecidas, mas há registros de larvas de *Sematura luna* L. camuflando-se entre as flores de Mimosaceae e Myrtaceae. Referências são Minet (1986) e Minet & Scoble (1998).

68. Uraniidae. Com cerca de 700 espécies, a família está distribuída mundialmente, dividida em quatro subfamílias: Auzeinae, Epipleminae (Fig. 37.184), Microniinae e Uraniinae. Pequenas ou de médio porte, com envergadura alar de 20 a

90 mm e cores pardas e esbranquiçadas; são tipicamente caracterizadas pelas cores vistosas e pela iridescência das escamas; além disso, possuem prolongamentos caudais nas asas posteriores (Fig. 37.183) entre MP_1 e CuA_1. Órgãos timpânicos localizados no segmento abdominal II, cuja posição é sexualmente dimórfica: nos machos, estão localizados póstero-lateralmente no tergo abdominal II, geralmente se estendendo para a porção ântero-lateral do tergo III, enquanto que, nas fêmeas, estão na margem ântero-lateral do esterno abdominal II. Entre as espécies mais conhecidas, destaca-se *Urania fulgens* (Walker), pelo fato de ser migratória, voando do México até a Colômbia, incluindo parte da região amazônica brasileira. Populações de *Urania* spp. têm flutuações cíclicas que não estão diretamente ligadas à sazonalidade, mas à toxicidade de sua planta hospedeira. Esse fenômeno é uma resposta ao grau de herbivoria que as plantas sofrem, com produção de compostos tóxicos desencadeada principalmente pela presença de ferimentos nas folhas, o que as torna mais tóxicas em relação àquelas que não sofreram nenhum ataque por herbívoros. Consequentemente, as mariposas são obrigadas a migrar em busca de novos sítios de alimentação para as larvas. Os ovos são arredondados, com estrias reforçando o córion, sempre com o eixo micropilar perpendicular ao substrato. Larva com série completa de pernas abdominais (oito pares). O monofiletismo da família sustenta-se principalmente pelo compartilhamento de plantas hospedeiras de uma família – Euphorbiaceae. Larvas de Epipleminae são generalistas, incluindo em sua alimentação plantas das famílias Rubiaceae, Caprifoliaceae, Oleaceae, Daphniphillaceae, Bignoniaceae e Verbenaceae. Referências são Minet (1982, 1983).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Minet & Scoble 1998)

1. Mariposas diurnas, grandes, semelhantes a borboletas, com cores iridescentes. Coloração das asas predominantemente preta e verde ..... **Uraniinae**

— Mariposas noturnas, pequenas, com cores pálidas .... **Epipleminae**

69. Geometridae. Mariposas pequenas a grandes, com corpo robusto e envergadura alar variando de 5 a 50 mm. Coloração geral entre tons de cinza ou pardo e cores escuras. Algumas espécies são totalmente brancas, amarelas, róseas, alaranjadas ou esverdeadas. Entre as asas, é comum ocorrerem linhas transversais mais escuras, muitas vezes imitando nervuras de folhas. Em alguns grupos, ocorre braquipteria, micropteria e mesmo apteria. É a família com maior número de espécies dentro de Geometroidea e a segunda maior de Lepidoptera, com aproximadamente 21 mil espécies descritas. No Brasil, são conhecidas cerca de 5 mil espécies em Ennominae (Fig. 37.186), Geometrinae (Fig. 37.185), Sterrhinae, Larentiinae e Oenochrominae. Caracterizadas pela presença de órgãos timpânicos abdominais nos adultos (Figs. 37.42-43, 50) e pela presença, nas larvas, de dois pares de larvópodes, um no segmento abdominal VI e outro no X. Devido ao número reduzido de larvópodes, as larvas locomovem-se de maneira bastante peculiar e são popularmente conhecidas como mede-palmos. O monofiletismo da família está sustentando pela estrutura dos órgãos timpânicos, que difere significativamente dos demais grupos com a mesma estrutura. Muitos geometrídeos possuem um padrão de linhas onduladas transversais nas asas, formando complexos sistemas de simetria. Asa anterior com uma ou duas aréolas, formadas pelas veias RA e RP_1; RP_4 pedunculada com RP_2 e RP_3; MA_2 geralmente com a base mais próxima de MA_1 que de MP_1, mas também pode estar equidistante das duas ou raramente mais próxima de MP_1. Asa posterior caracterizada por Sc muito curvada na base, estendendo-se junto com a RP ou fundindo-se a ela por curta distância, ou ainda, conecta-se à RP pela RA. Os ovos são ornamentados ou lisos, achatados, alongados, circulares elípticos ou ovais; em algumas espécies, as fêmeas ovipositam em linhas ou em anéis. Na maioria das vezes, os ovos são colados sobre o substrato, mas também podem ser inseridos em cavidades da casca das árvores ou, mais raramente, liberados durante o voo. A maioria é glabra, cilíndrica e alongada, não raro com modificações e ornamentações no tegumento que são importantes para a camuflagem. Larvas de *Thyrintheina arnobia* (Stoll), *Macaria regulata* (Fabricius), *Hymenomima amberia* (Schaus) e *Glena unipennaria* (Guenée) se assemelham a pequenos gravetos; as de *Eois tegularia* (Guenée) se assemelham às nervuras das folhas de *Piper* spp. Ao emergirem, as larvas de várias espécies são muito semelhantes entre si e em geral têm hábitos noturnos; durante o dia, permanecem imóveis ou escondidas em abrigos, como os que são utilizados por *Sabulodes* Guenée, normalmente são confeccionados por duas folhas unidas pelos fios de seda produzidos pelas larvas, formando casulos simples ou bem elaborados. Larvas em geral fitófagas, mas algumas espécies carnívoras, com o hábito de emboscar pequenos insetos e aranhas. Poucas são minadoras, a maioria alimentando-se de bulbos, flores e folhas. São raras as espécies que podem ser consideradas pragas de plantas cultivadas, ocorrendo eventualmente em monoculturas silvícolas. Pupas que constroem casulos usualmente têm cremáster com ganchos desenvolvidos. Em repouso, os adultos raramente dobram as asas sobre o abdômen, assumem uma posição típica da família, na qual as asas ficam abertas e justapostas ao substrato. Uma referência para a família é Scoble (1999).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de McGuffin 1967; Minet & Scoble 1998)

1. MA_2 da asa posterior tubular **2**

— MA_2 da asa posterior ausente ou fraca (não tubular) (Fig. 37.102) ..... **Ennominae**

2(1). Sc da asa posterior livre de RP ou anastomosada com esta na base **3**

— Sc da asa posterior anastomosada com RP por quase todo o comprimento da célula discal, raramente conectada a esta por RA ..... **Larentiinae**

3(2). Mariposas geralmente verdes. Asa posterior com MA_2 equidistante de MA_1 e MP_1 ..... **Geometrinae**

— Mariposas sem verde nas asas. Asa posterior com MA_2 geralmente mais próxima de MA_1 que de MP_1 ..... **4**

4(3). Corpo delicado, fino. Asas pálidas ou rosadas. Sc e RP da asa

posterior fundidas em menos de um quarto do comprimento da célula discal ou apenas em contato, após o que diverge imediatamente ..... **Sterrhinae**

— Corpo mais robusto. Asas cinzentas, pardas ou amareladas. Sc e RP da asa posterior próximas, mas não fundidas .... **Oenochrominae**

NOCTUOIDEA. Cosmopolita, esta é a maior superfamília de Lepidoptera, com aproximadamente metade das espécies descritas na ordem, o que perfaz um total de 70 mil espécies em 7.200 gêneros. Reúne táxons relativamente recentes, cujos registros fósseis mais antigos datam do Terciário Médio ao Superior. Há registros de ovos fósseis do Cretáceo supostamente de noctuídeos, porém a dubiedade dessas informações ainda não permite inferir categoricamente a origem desses lepidópteros.

O monofiletismo está sustentado pela presença do órgão timpânico metatorácico, estruturalmente distinto de todos os demais órgãos timpânicos encontrados em Lepidoptera. Além de captar as vibrações produzidas pelo ultrassom de morcegos, o órgão timpânico pode estar envolvido na recepção dos sinais emitidos durante a cópula. Assim como há dois padrões básicos de venação das asas anteriores, há dois tipos básicos de estruturas dos tímpanos. Em Doidae, Notodontidae e em alguns Arctiinae (Noctuidae), o metepímero é muito côncavo no dorso, o que faz com que a membrana timpânica seja orientada ventralmente, e o esclerito nodular e o capuz contratimpânico estejam ausentes. Em Oenosandridae e nos quadrífidos, exceto alguns Arctiinae (Noctuidae), a membrana timpânica tem orientação posterior devido à fraca concavidade do metepímero; nesses grupos, tanto o esclerito nodular quanto o capuz contratimpânico estão presentes (Fig. 37.51).

Apesar das recentes contribuições voltadas para a reconstrução da filogenia e classificação de Noctuoidea, o histórico da superfamília é problemático, sendo que a classificação atual alterou as categorias de grande parte dos grupos. Um exemplo disso é Arctiinae que vinha sendo mantida por quase todos os autores como família, mas passou a ser tratada como uma subfamília de Noctuidae.

Noctuoidea tem sido tradicionalmente dividida em dois grupos: os noctuoides trífidos, cujo tronco da cubital aparenta ter três ramos (MA_2 reduzida, ausente ou se ramificando a igual distância de MA_1 e MP_1); e o grupo dos noctuoides quadrífidos, cujo tronco da cubital aparenta ter quatro ramos (MA_2 se bifurcando próximo a MP_1). Os noctuoides trífidos incluem Oenosandridae, Doidae e Notodontidae, e os quadrífidos, as demais famílias. Essa terminologia não deve ser confundida com aquela aplicada a subfamílias de Noctuidae em relação à asa posterior. Para tratar das características da asa posterior desses lepidópteros, são usados os termos trifíneos e quadrifíneos.

70. Notodontidae. Mariposas noturnas e diurnas (Dioptinae), de tamanho médio, raramente com mais de 60 mm de envergadura alar. São conhecidas cerca de 2.800 espécies, distribuídas mundialmente, com exceção da Nova Zelândia e ilhas do Pacífico. A maior diversidade de Notodontidae, incluindo Dioptinae, é encontrada na região Neotropical, onde estão quase 60% das espécies descritas até o momento. São caracterizados pelo ápice dos esporões tibiais tipicamente esclerosados, com margens serreadas, tal como são os esporões tibiais de alguns noctuídeos, e pela presença de uma bula metescutal (exceto em alguns Dudusinae). Todas as larvas (exceto as de Dioptinae) podem ser reconhecidas pela presença de duas cerdas microdorsais, MD1 e MD2, enquanto que os demais noctuoides têm uma no primeiro segmento abdominal. Larvas com formas e cores variadas, porém muitas vezes possuem espinhos e projeções dorsais. O corpo pode ser liso ou densamente coberto pelas cerdas secundárias. Frequentemente se alimentam de folhas de plantas arborescentes ou arbóreas; algumas espécies de Dioptinae, no entanto, se especializaram em ervas. Dependendo da espécie ou do ínstar, as larvas vivem agregadas ou solitárias e, apesar de serem cripticamente coloridas, muitas são capazes de pulverizar contra seus predadores ácido fórmico e cetonas provenientes da glândula cervical, como mecanismo de defesa. Algumas larvas também erguem e chicoteiam os larvópodes anais, com várias posturas defensivas; em geral, permanecem em repouso, com a cabeça e a região caudal levantadas e dobradas sobre o dorso. Suas espécies estão agrupadas nas subfamílias Pygaerinae (Fig. 37.188), Notodontinae (Fig. 37.189), Dudusinae (Fig. 37.190), Hemiceratinae (Fig. 37.193), Heterocampinae (Fig. 37.191), Nystaleinae (Fig. 37.187) e Dioptinae (Fig. 37.192), as quais possuem registros para a fauna brasileira, e Thaumetopoeinae, Platychasmatinae e Phalerinae, cuja distribuição geográfica não inclui a região Neotropical. Muitas espécies são caracterizadas pela presença de grandes tufos de escamas no escapo antenal e a adoção de uma postura de repouso que faz lembrar pequenos galhos ou ramos. O uso de plantas tóxicas pelas larvas e o hábito diurno dos adultos contribuem para que a biologia de alguns notodontídeos se assemelhe muito mais à biologia das borboletas que a de qualquer outro grupo de mariposas. Referências úteis são Kitching & Rawlins (1998), Lafontaine & Fibiger (2006) e Miller (2009).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (modificada de Kitching & Rawlins 1998)

1. Asa posterior com MA_2 pouco desenvolvida ou vestigial .... **Hemiceratinae**

— Asa posterior com MA_2 distintamente desenvolvida **2**

2(1). Porção inferior do primeiro espiráculo abdominal com cerdas implantadas em região distintamente esclerosada. Macho desprovido de tufo anal de escamas ..... **Dioptinae**

— Porção inferior do primeiro espiráculo abdominal desprovida de cerdas. Macho com tufo anal de escamas **3**

3(2). Genitália masculina com manica bem esclerosada, fundida à fultura inferior para formar um anel que envolve firmemente o edeago ..... **Nystaelinae**

— Manica quase inteiramente membranosa **4**

4(3). Ocelo desenvolvido, se rudimentar, a valva é larga, medianamente membranosa, a esclerosação restrita às margens costal e sacular ..... **Dudusinae**

— Ocelo rudimentar ou ausente **5**

5(4). Probóscide mais curta que o comprimento da cabeça **6**

— Probóscide geralmente mais longa que o comprimento da cabeça ..... **Heterocampinae**

6(5). Palpo labial geralmente longo, com o artículo mediano uma

vez e meia o comprimento do basal ..... **Pygaerinae**
— Palpo labial pouco desenvolvido ..... **Notodontinae**

71. Noctuidae. Caracterizada pela venação quadrífida da asa anterior. O uso desse caráter para caracterizar a família faz com que vários grupos que vinham sendo mantidos com status de família, como os nolídeos, aganaídeos, arctiídeos, limantriídeos e estrepsimantídeos, foram rebaixados a subfamílias de Noctuidae. Das 48 subfamílias reconhecidas, 34 têm registros confirmados para o Brasil.

Noctuídeos são cosmopolitas, mas estão mais bem representados nos trópicos. Incluem espécies de pequeno a grande porte, como *Sigela leucozona* (Hampson) (Araeopteroninae), com envergadura alar média de 10 mm, e *Thysania agrippina* (Cramer) (Erebinae) (Fig. 37.202), considerada uma das maiores mariposas do mundo, com envergadura alar de aproximadamente 300 mm. Geralmente noturnas, de corpo robusto e coloração parda ou castanho-acinzentada; representantes de algumas subfamílias (como Boletobiinae), a semelhança dos geometrídeos, podem ter asas largas e corpo tipicamente estreito; algumas espécies de *Paracles* Walker (Arctiinae), no entanto, têm corpo robusto, com inúmeras cerdas piliformes, assemelhando-se a muitas espécies de Bombycidae. O hábito diurno e a coloração vistosa típicos das borboletas são observados em alguns noctuídeos, principalmente em Agaristinae e Arctiinae. Em geral, com espirotromba desenvolvida, com modificações em Calpinae que servem para perfurar frutos de casca grossa (por exemplo, laranja). Tórax modificado em função da presença do órgão timpânico; pernas com esporões tibiais e ápice dos tarsos distintos. De acordo com a venação alar, os noctuídeos dividem-se em quadrifíneos, representando o estado plesiomórfico, que se refere às subfamílias nas quais MA_2 da asa posterior se encontra no terço inferior da célula discal e é tão desenvolvida quanto MP_1, de forma que aparentemente a cubital tem quatro ramos; e em noctuídeos trifíneos que se refere ao grupo no qual MA_2 origina-se no terço inferior da célula discal (mas usualmente é reduzida ou ausente), de forma que, aparentemente, a cubital tem três ramos. Além da presença do órgão timpânico, muitos noctuídeos possuem estruturas produtoras de sons, especialmente desenvolvidas entre os representantes de Arctiinae e Nolinae. Adultos possuem estruturas relacionadas à liberação de feromônios, conhecidas como órgãos androconiais, que são relativamente mais desenvolvidas nos arctiíneos e demais subfamílias de trifíneos. Ovos esféricos ou subesféricos, em algumas espécies podem ser cônicos ou irregulares. Larvas tipicamente eruciformes, com padrões de coloração, morfologia e comportamento variados. Pupas glabras e de coloração castanha, com cremáster pouco desenvolvido; em algumas subfamílias, podem ser tipicamente opacas, escuras, revestidas – como em *Mocis latipes* (Guenée) (Catocalinae) – ou não por uma camada serosa esbranquiçada; eventualmente podem ter uma densa cobertura de cerdas secundárias (Lymantriinae). A maioria dos noctuídeos tem pupas hipógeas, ou seja, ficam enterradas no solo, em casulos relativamente frágeis construídos com pequenas partículas do próprio solo, entremeadas com fios de seda. Em vários grupos, no entanto, as pupas são encontradas dentro de casulos epígeos, sendo que em algumas subfamílias, especialmente aquelas cujas larvas possuem densa cobertura de cerdas secundárias (Arctiinae, Lymantriinae, Nolinae), os casulos costumam ser resistentes e em suas paredes podem ficar aderidas as cerdas do último ínstar larval. Em Plusiinae, os casulos são formados unicamente de seda hialina, que os sustentam entre as folhas das plantas hospedeiras; em Amphypyrinae (Fig. 37.195) e Oncocnemidinae, os casulos são confeccionados com líquens ou restos vegetais, dando-lhes um aspecto camuflado em relação aos troncos onde são encontrados.

A maioria dos adultos alimenta-se de néctar e de outras soluções açucaradas como fonte de energia para as atividades vitais e aumento da capacidade reprodutiva. A longevidade geralmente varia de duas a três semanas. Algumas espécies, no entanto, vivem até seis meses, como é o caso das gigantes *Thysania* spp. (Erebinae) e outras morrem com menos de sete dias, como algumas espécies de *Tripseuxoa* (Noctuinae). Muitas espécies pragas têm hábito migratório e podem ser encontradas em dois ou mais continentes. Em geral, as fêmeas ovipositam diretamente nas plantas hospedeiras e nas estruturas que serão utilizadas pelas larvas como alimento. Algumas espécies de Heliothinae, por exemplo, são atraídas pelo néctar, alimentam-se e ovipositam um a dois ovos, que dão origem às larvas que se alimentarão das sementes, no caso da cultura do milho, ou dos frutos, no caso do tomate ou outras solanáceas. Na maioria das espécies, as fêmeas ovipositam grandes massas de ovos, geralmente cobertas com escamas do abdômen; em outras, como nos representantes de Plusiinae, os ovos são quase sempre distribuídos individualmente, em vários pontos da planta hospedeira. São noturnas e facilmente atraídas a armadilhas luminosas, algumas espécies têm fototropismo negativo, como em *Eudocima* (Calpinae), e outras são pouco atraídas à luz como *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Catocalinae) e *Trichoplusia ni* (Hübner) (Plusiinae). Referências mais importantes são Kitching & Rawlins (1998), Yela & Kitching (1999) e Lafontaine & Fibiger (2006).

Chave de identificação para as subfamílias que ocorrem no Brasil (baseada nos caracteres discutidos por Scoble 1995, Kitching & Rawlins 1998 e Lafontaine & Fibiger 2006)

1. Asa posterior com MA_2 partindo do terço inferior da célula discal. CuA aparentando ter quatro ramos (Fig. 37.103) **2**
— Asa posterior com MA_2 vestigial ou ausente. CuA aparentando ter três ramos **18**

2(1). Porção inferior do frontoclípeo com escamas **3**
— Porção inferior do frontoclípeo sem escamas **6**

3(2). Probóscide com o tegumento distintamente pontuado .... **Rivulinae**
— Probóscide com o tegumento praticamente liso **4**

4(3). Palpo labial longo, fino e com escamas eriçadas .... **Boletobiinae**
— Palpo labial sem escamas eriçadas **5**

5(4). Mariposas pequenas (9 a 18 mm de envergadura alar). Asa posterior distintamente mais curta que a anterior .... **Araeopteroninae**
— Mariposas com envergadura alar maior que 18 mm. Asa

anterior e posterior não diferindo significativamente no comprimento ..... **Hypenodinae**

6(2). Metatórax com epímero espandido ventralmente em direção à bolsa IV do órgão timpânico. Capuz contratimpânico localizado ântero-dorsalmente ao primeiro espiráculo abdominal ..... **Herminiinae** (Fig. 37.209)
— Metatórax com epímero pouco espandido ventralmente em direção à bolsa IV do órgão timpânico. Capuz contratimpânico posteriormente ao primeiro espiráculo abdominal 7

7(6). Asa posterior com MA_2 e MP_1 aproximadas na base (quadrifíneos) (Fig. 37.103) 8
— Asa posterior com MA_2 e MP_1 não aproximadas na base ... 11

8(7). Capuz timpânico anterior ao espiráculo (em Nolinae, capuz e espiráculo às vezes alinhados verticalmente) 9
— Capuz timpânico posterior ao espiráculo 14

9(8). Retináculo duas vezes mais longo que largo (em forma de barra) 10
— Retináculo com menos de duas vezes sua largura .... **Lymantriinae** (Fig. 37.211)

10(9). Asa anterior com escamas eriçadas, em tufos ou linhas .... **Nolinae** (Fig. 37.213)
— Asa anterior sem escamas eriçadas .... **Arctiinae** (Fig. 37.196)

11(7). Palpo labial com formato de bico ou tromba 12
— Palpo labial com outro formato 13

12(11). Mariposas com corpo relativamente robusto, geralmente vistosas, de coloração branca ou clara (amarelada, avermelhada ou esverdeada), com detalhes em amarelo ou vermelho ..... **Phytometrinae** (Fig. 37.214)
— Mariposas com corpo delgado e asas de coloração escura e opaca ..... **Hypeninae** (Fig. 37.210)

13(11). Mariposas relativamente pequenas (envergadura alar de aproximadamente 15 mm), de coloração vistosa. Palpo labial curvo e pontiagudo ..... **Eublemminae** (Fig. 37.204)
— Mariposas com envergadura alar maior que 15 mm, de coloração opaca. Palpo labial longo, nunca pontiagudo .... **Scolecocampinae** (Fig. 37.216)

14(8). Probóscide bem esclerosada e afilada distalmente, armada com farpas cortantes e sensores basicônicos modificados em bárbulas eréteis ..... **Calpinae** (Fig. 37.198)
— Probóscide menos esclerosada e cega distalmente; sensores basicônicos não modificados 15

15(14). Capuz contratimpânico duplo 16
— Capuz contratimpânico simples 17

16(15). Capuz contratimpânico distintamente desenvolvido, coberto por escamas longas e estreitas, dorsais ao órgão timpânico, com origem no metatórax ..... **Stictopterinae** (Fig. 37.217)
— Capuz contratimpânico relativamente curto, com escamas arredondadas ..... **Euteliinae** (Fig. 37.206)

17(15). Asa posterior com MA_2 originando-se no ângulo inferior da célula discal, próxima de MP_1 e CuA_1 .... **Catocalinae** (Fig. 37.199)
— Asa posterior com MA_2 originando-se afastada do ângulo inferior da célula discal, como também de MP_1 e CuA_1 .... **Erebinae** (Fig. 37.202)

18(1). Esclerito nodular do órgão timpânico ausente 19
— Esclerito nodular do órgão timpânico presente 22

19(18). Capuz contratimpânico duplo. Esternito VIII do macho distintamente modificado e com pincel de cerdas .... **Plusiinae** (Fig. 37.215)
— Capuz contratimpânico e esternito VIII do macho com outras características 20

20(19). Órgão timpânico encoberto parcialmente por uma álula desenvolvida e muito esclerosada ..... **Acontiinae**
— Álula ausente ou fracamente esclerosada 21

21(20). Asas com escamas acetinadas delicadas e padrão de faixas coloridas; frequentemente com máculas escuras próximo à margem costal ..... **Bagisarinae** (Fig. 37.197)
— Asas com outras características .....**Eustrotiinae**

22(18). Abdômen desprovido de órgãos associados à liberação de feromônio 23
— Abdômen com órgãos associados à liberação de feromônio (Fig. 37.205) 25

23(22). Órgão timpânico com a bolsa III pouco desenvolvida ou ausente 24
— Órgão timpânico com a bolsa III desenvolvida .... **Acronictinae** (Fig. 37.194)

24(23). Olho glabro ..... **Diphterinae** (Fig. 37.201)
— Olho cerdoso ..... **Pantheinae**

25(22). Membrana contratimpânica mais larga que longa. Base do abdômen com um par de vesículas (bula abdominal) .... **Agaristinae**
— Membrana contratimpânica e base do abdômen com outras características 26

26(25). Probóscide desenvolvida. Colar protorácico mais largo que longo 27
— Probóscide e colar protorácico com outras características ... 28

27(26). Edeago com vesica desenvolvida, com inúmeros espinhos na metade distal ..... **Oncocnemidinae**
— Vesica com outras características ..... **Cuculliinae**

28(26). Tíbia anterior com garra apical robusta .... **Stiriinae** (Fig. 37.218)
— Tíbia anterior desprovida de garra 29

29(28'). Asa anterior geralmente com pequena expansão mediana na margem externa; muitas espécies com uma banda submarginal branca, irregular, segmentada em pequenos pontos oblíquos ... . **Eriopinae** (Fig. 37.203)
— Asa anterior com a margem externa retilínea; banda submarginal, se presente, com outras características 30

30(29). Tíbia posterior com fileira de espinhos 31
— Tíbia posterior sem fileira de espinhos 32

31(30). Tíbia anterior com dois espinhos fortes, geralmente de tamanhos diferentes ..... **Heliothinae**

— Tíbia anterior com outras características, geralmente com 5 a 6 pares de espinhos do mesmo tamanho ... **Noctuinae** (Fig. 37.212)

32(30). Olhos compostos cerdosos ... **Hadeninae** (Figs. 37.207-208)
— Olhos compostos glabros **33**

33(32). Asa anterior com padrão de coloração críptico, geralmente castanho, acinzentado ou enegrecido, com mancha reniforme pouco conspícua, às vezes se assemelhando a pegadas de cão ou gato. Genitália masculina com pequenos lóbulos laterais na base do unco ..... **Condicinae** (Fig. 37.200)
— Asa anterior e genitália masculina com outras características ... . **Xyleninae** (Fig. 37.219)

Agradecimentos. À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo auxílio concedido ao primeiro autor (proc. no. 02/13898-0), no âmbito do Projeto de Jovem Pesquisador; à Pró-Reitoria de Pesquisa da Universidade de São Paulo, pelos auxílios complementares (Projeto 1) concedidos ao primeiro autor, e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico pelo apoio financeiro à Rede Nacional de Pesquisa e Conservação de Lepidópteros/ SISBIOTA-Brasil/CNPq (563332/2010-7); aos inúmeros colegas brasileiros e estrangeiros que, direta ou indiretamente, contribuíram para o desenvolvimento deste capítulo (disponibilizando referências, dados, espécimes, comentários, correções), em especial a Alfred Moser (São Leopoldo, RS), André V. L. Freitas (UNICAMP), Donald D. Davis (USNM, Washington, DC), Gilson R. Moreira (UFRGS), Manoel M. Dias Filho (UFSCar), Olaf H. H. Mielke (UFPR), Reinhard Gaedike (Deutsches Entomologisches Institut Eberswalde der BZA, Berlim), Robert K. Robbins (USNM, Washington, DC), Sibyl R. Bucheli (Sam Houston State University, Huntsville, TX) e Vitor O. Becker (Camacã, BA); a Simeão S. Moraes (MZUSP), pelo auxílio na confecção de alguns dos desenhos que ilustram o presente trabalho.

Referências bibliográficas

Ackery, P.R.; R. De Jong & R.I. Vane-Wright 1998. The butterflies: Hedyloidea, Hesperioidea and Papilionoidea, p. 263–300. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Vol. IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol.1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Amorim, D.S. 1982. Classificação por sequenciação: uma proposta para a denominação dos ramos retardados. **Revista Brasileira de Zoologia** 1: 1–9.

Amorim, D.S. 2002. **Fundamentos de Sistemática Filogenética**. Ribeirão Preto, Holos Editora. 154 p.

Becker, V.O. 2000. Microlepidoptera, p. 453–468. *In*: J. Llorente-Bousquets; *E.G.*,Soriano & N. Papavero (eds.). **Biodiversidad, taxonomia y biogeografia de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento**. Vol. 2. México, D.F., Universidad Nacional Autônoma de México, 676 p.

Becker, V.O. 2009. A review of the New World *Atteva* Walker moths (Yponomeutidae, Attevinae). **Revista Brasileira de Entomologia** 53: 349–355

Börner, C. 1925. Lepidoptera, Schmetterlinge, p. 358–387. *In*: P. Brohmer (ed.). **Fauna von Deutschland**. Berlin, Leipzig, Quelle & Meyer, 561 p.

Braby, M.F.; R. Vila. & N. E. Pierce 2006. Molecular phylogeny and systematics of the Pieridae (Lepidoptera: Papilionoidea): higher classification and biogeography. **Zoological Journal of the Linnean Society** 147: 239–275.

Brock, J.P. 1971. A contribution towards an understanding of the morphology and phylogeny of the Ditrysian Lepidoptera. **Journal of Natural History** 5:29–102.

Brown, J.W. 2005. **Tortricidae (Lepidoptera). World catalogue of insects**. Vol. 5. Stenstrup, Apollo Books, 741 p.

Bucheli, S.R. & J. Wenzel 2005. Gelechioidea (Insecta: Lepidoptera) systematics: a reexamination using combined morphology and mitochondrial DNA data. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 35: 380–394.

Camargo, A.J.A.; O.H.H. Mielke & M.M. Casagrande 2009. Cladistic analysis of the subfamily Arsenurinae (Lepidoptera, Saturniidae) based on adult morphology. **Zootaxa** 2218: 1–34.

Comstock, J.H. 1918. **The wings of insects**. Ithaca, New York, Comstock Publishing Company, 430 p.

Costa Lima, A. da. 1945. **Insetos do Brasil. 5° Tomo. Lepidópteros. 1ª parte**. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia (Série Didática 7), 379 p.

Costa Lima, A. da. 1949. **Insetos do Brasil. 6° Tomo. Lepidópteros. 2ª parte**. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia (Série Didática 8), 420 p.

D'Abrera, B. 1981. **Butterflies of the Neotropical Region, Part 1. Papilionidae & Pieridae**. East Melbourne, Lansdowne Editions, 172 p.

D'Abrera, B. 1984. **Butterflies of the Neotropical Region, Part II. Danaidae, Ithomiidae, Heliconidae** [sic] **& Morphidae**. Victoria, Hill House, 212 p.

D'Abrera, B. 1986. **Sphingidae Mundi. Hawkmoths of the World**. Faringdon, E. W. Classey, 226 p.

D'Abrera, B. 1987a. **Butterflies of the Neotropical Region, Part III. Brassolidae, Acraeidae & Nymphalidae (partim)**. Victoria, Black Rock, Hill House, 149 p.

D'Abrera, B. 1987b. **Butterflies of the Neotropical Region, Part IV. Nymphalidae (partim)**. Victoria, Black Rock, Hill House, 152 p.

D'Abrera, B. 1988. **Butterflies of the Neotropical Region, Part V. Nymphalidae (conc.) & Satyridae**. Victoria, Black Rock, Hill House, 199 p.

D'Abrera, B. 1994. **Butterflies of the Neotropical Region, Part VI. Riodinidae**. Victoria, Black Rock, Hill House, 226 p.

D'Abrera, B. 1995a. **Saturniidae Mundi. Saturniid Moths of the World. Part I**. Keltern, Goecke & Evers, 177 p.

D'Abrera, B. 1995b. **Butterflies of the Neotropical region. Part VII. Lycaenidae**. Victoria, Black Rock, Hill House, 173 p.

D'Abrera, B. 1998. **Saturniidae Mundi. Saturniid Moths of the World. Part III**. Keltern, Goecke & Evers, 171 p.

Davis, D.R. 1969. A revision of the American moths of the family Carposinidae (Lepidoptera: Carposinoidea). **United States National Museum Bulletin** 289: 1–105.

Davis, D.R. 1984. Neopseustidae, Nepticulidae, Opostegidae, Tischeriidae, Incurvariidae, Cecidosidae, Adelidae, Prodoxidae, Tineidae, Psychidae, Arrhenophanidae, p. 16–25. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part I. Micropterigoidea - Immoidea**. Hague, Dr W. Junk Publishers, 112 p.

Davis, D.R. 1998. The Monotrysian Heteroneura, p. 65–90. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der**

Zoologie. Handbook of Zoology. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Davis, D.R. 2003. A monograph of the family Arrhenophanidae (Lepidoptera: Tineoidea). **Smithsonian Contributions to Zoology** 620: 1–80.

Davis, D.R. 2006. Arrhenophanidae. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus** (New Series): 28: 1–11.

Davis, D.R. & G.S. Robinson 1998. The Tineoidea and Gracillarioidea, p. 91–117. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography.** Vol. 1. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Davis, D.R. & J.R. Stonis 2007. A revision of the New World Plant-Mining moths of the family Opostegidae (Lepidoptera: Nepticuloidea). **Smithsonian Contributions to Zoology** 625: 1–212.

Davis, S.R.; P. Gentili-Poole & C. Mitter 2008. A revision of the Cossulinae of Costa Rica and cladistic analysis of the world species (Lepidoptera: Cossidae). **Zoological Journal of the Linnean Society** 154: 222–277.

Dias, M.M. 2006. Lepidoptera, p. 175–204. *In*: C. Costa; S. Ide & C.E. Simonka (eds.). **Insetos imaturos: metamorfose e identificação**. Ribeirão Preto, Holos Editora, 249 p.

Diškus, A. & R. Puplesis 2003. Catalogue of the world Nepticuloidea & Tischerioidea, p. 318–436. *In*: R. Puplesis & A. Diškus. (eds.). **Nepticuloidea ir Tischerioidea (Lepidoptera) pasaulio ir lietuvos faunoje. Tbe Nepticuloidea & Tischerioidea (Lepidoptera) – a global review, with strategic regional revisions**. Kaunas, Lutute Publishers, 512 p.

Duarte, M. & R.K. Robbins 2010. Description and phylogenetic analysis of the Calycopidina (Lepidoptera, Lycaenidae, Theclinae, Eumaeini): a subtribe of detritivores. **Revista Brasileira de Entomologia** 54: 45-65.

Dugdale, J.S. 1974. Female genital configuration in the classification of Lepidoptera. **New Zealand Journal of Zoology** 1: 127-146.

Dugdale, J.S.; N.P. Kristensen; G.S. Robinson & M.J. Scoble 1998. The Yponomeutoidea, p. 119–130. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeograpby. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Edwards, E.D.; P. Gentili; M. Horak; N.P. Kristensen & E.S. Nielsen 1998. The Cossoid/Sesioid Assemblage, p. 181-197. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Eliot, J. N. 1973. The higher classification of the Lycaenidae (Lepidoptera): a tentative arrangement. **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology** 28: 371–505.

Epstein, M.E. 1996. Revision and phylogeny of the limacodid-group families, with evolutionary studies on slug caterpillars (Lepidoptera: Zygaenoidea). **Smithsonian Contributions to Zoology** 582:1–102.

Epstein, M.E.; H. Geertsema; C.M. Naumann & G.M. Tarmann 1998. The Zygaenoidea, p. 159–180. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Vol. IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Franclemont, J.G. 1973. Mimallonoidea (Mimallonidae) and Bombycoidea (Apatelodidae, Bombycidae, Lasiocampidae). *In*: R.B. Dominick *et al*. (eds.). **The Moths of America north of Mexico**. Fascicle 20.1. London, R.B.D. Publications/ E.W. Classey, 86 p.

Freitas, A.V.L. & K.S. Brown Jr. 2004. Phylogeny of the Nymphalidae (Lepidoptera). **Systematic Biology** 53: 363–383.

Gaedike, R. 1984. Revision der nearktischen und neotropischen Acrolepiidae (Lepidoptera). **Entomologiscbe Abbandlungen** 47: 179–194.

Gaedike, R. 1996. Epermeniidae. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus** (New Series) 48: 1–20.

Gallo, D.; O. Nakano; S.S. Neto; R.P.L. Carvalho; G.C. Baptista; E.B. Filho; J.R.P. Parra; R.A. Zucchi; S.B. Alves; J.D. Vendramim; L.C. Marchini; J.R.S. Lopes & C. Omoto 2002. **Entomologia Agrícola**. Piracicaba, Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz – FEALQ, 920p.

Gaston, K.J. 1991. The magnitude of global insect species richness. **Conservation Biology** 5: 283–296.

Gielis, C. 2003. **World catalogue of insects. Pterophoroidea & Alucitoidea**. Vol. . 4. Stenstrup, Apollo Books, 198 p.

Gilbert, L.E. 1984. The biology of butterfly communities, p. 41–54. *In*: R.I. Vane-Wright & P.R. Ackery (eds.). **The biology of butterflies**. London, Academic Press, 429 p.

Grimaldi, D.A. 1996. **Amber: window to tbe past**. New York, Abrams/American Museum of Natural History, 216 p.

Heppner, J.B. 1984. **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 1. Micropterigoidea – Immoidea**. Hague, Dr W. Junk Publishers, 112 p.

Heppner, J. B. 1986. Revision of the New World genus *Lotisma* (Lepidoptera: Copromorphidae). **Pan-Pacific Entomologist** 62: 273–288.

Heppner, J.B. 1991. Faunal regional and the diversity of Lepidoptera. **Tropical Lepidoptera** 2 (suppl. 1): 1–85.

Heppner, J.B. 1995. **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 2. Hyblaeoidea – Pyraloidea – Tortricoidea**. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera/ Scientific Publishers, 243 p.

Heppner, J.B. 1996. **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 4B. Drepanoidea – Bombycoidea – Sphingoidea**. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera/ Scientific Publishers, 87 p.

Heppner, J.B. 1998. Classification of Lepidoptera: Part I. Introduction. **Tropical Lepidoptera 5**(suppl. 1): 1–148.

Heppner, J.B. & W.D. Duckworth 1981. Classification in the superfamily Sesioidea (Lepidoptera: Ditrysia). **Smithsonian Contributions to Zoology** 314(suppl.): 1–144.

Hodges, R.W. 1974. Gelechioidea. Oecophoridae. *In*: R.B. Dominick *et al*. (eds.). **Tbe Motbs of America north of Mexico**. Fascicle 6.1. London, E. W. Classey Limited and The Wedge Entomological Research Foundation, 142 p.

Hodges, R.W. 1998. The Gelechioidea, p. 131–158. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Horak, M. 1998. The Tortricoidea, p. 199–215. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Hsu, Y.F. & J.A. Powell 2005. Phylogenetic relationships within Heliodinidae and systematics of moths formerly assigned to *Heliodines* Stainton (Lepidoptera: Yponomeutoidea). **University of California Publications in Entomology** 124: 1–158.

Kaila, L. 2004. Phylogeny of the superfamily Gelechioidea (Lepidoptera: Ditrysia): an exemplar approach. **Cladistics** 20: 303–340.

Kaminski, L.A.; S.F. Sendoya; A.V.L. Freitas & P.S. Oliveira 2009. Ecologia comportamental na interface formiga-planta-herbívoro: interações entre formigas e lepidópteros. **Oecologia Brasiliensis** 13: 27–44.

Kawahara, A. 2009. Phylogeny of snout butterflies (Lepidoptera: Nymphalidae: Libytheinae): combining evidence from the morphology of extant, fossil, and recently extinct taxa. **Cladistics** 25: 263–278.

Kawahara, A.Y.; A.A. Mignault; J.C. Regier; I.J. Kitching & C. Mitter 2009. Phylogeny and Biogeography of Hawkmoths (Lepidoptera: Sphingidae): evidence from five nuclear genes. **PLos ONE** 4: e5719.

Kitching, I. . & J.E. Rawlins 1998. The Noctuoidea, p. 355–401. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Vol. IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography.** Vol.1. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Krenn, H.W. & N. Müehlberger 2002. Groundplan anatomy of the proboscis of butterflies (Papilionoidea, Lepidoptera). **Zoologischer Anzeiger** 241: 369–380.

Krenn, H.W. & N.P. Kristensen 2004. Evolution of proboscis musculature in Lepidoptera. **European Journal of Entomology** 101: 565–575.

Kristensen, N.P. 1978. A new family of Hepialoidea from South America, with remarks on the phylogeny of the suborder Exoporia (Lepidoptera). **Entomologica Germanica** 4: 272–294.

Kristensen, N.P. 1984. Neotheoridae, p. 16. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part I. Micropterigoidea - Immoidea**. Hague, Dr W. Junk Publishers, 112 p.

Kristensen, N.P. 1997. Early evolution of the Lepidoptera + Trichoptera lineage: phylogeny and the ecological scenario. **Memoires du Museum National d'Histoire Naturelle** 173: 253–271.

Kristensen, N P. 1998. **Band/ Vol.IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography.** Vol.1. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Kristensen, N.P. 2003. **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: morphology, physiology, and development**. Vol. 2. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 564 p.

Kristensen, N.P. & A.W. Skalski 1998. Phylogeny and palaeontology, p. 7–25. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol.1**. *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Kristensen, N.P.; M.J. Scoble & O. Karsholt 2007. Lepidoptera phylogeny and systematics: the state of inventorying moth and butterfly diversity. **Zootaxa** 1668: 699–747.

Kyrki, J. 1984. The Yponomeutoidea: a reassessment of the superfamily and its suprageneric groups (Lepidoptera). **Entomologica scandinavica** 15: 71–84.

Lafontaine, J.D. & M. Fibiger 2006. Revised higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). **Canadian Entomologist** 138: 610–635.

Lamas, G. 1995. A critical review of J.Y. Miller's checklist of the Neotropical Castniidae (Lepidoptera). **Revista Peruana de Entomologia** 37:73–87.

Lamas, G. 2004. **Checklist: Part 4A. Hesperioidea – Papilionoidea**. *In*: J.B. Heppner (ed.) **Atlas of Neotropical Lepidoptera 5A**. Gainesville, Scientific Publishers/ Association for Tropical Lepidoptera, 439p.

Lamas, G.; R.G. Robbins & W.D. Field 1995 **Bibliography of butterflies. An annotated bibliography of the Neotropical butterflies and skippers (Lepidoptera: Papilionoidea and Hesperioidea)**. *In*: J.B. Heppner, J. B. (ed.) **Atlas of Neotropical Lepidoptera**. Gainesville, Scientific Publishers/ Association for Tropical Lepidoptera, Vol. 124, 463p.

Lemaire, C. 1978. **Les Attacidae amèricans. The Attacidae of America (= Saturniidae). Attacinae**. Neuilly-sur-Seine, C. Lemaire, 238 p., 49 pranchas.

Lemaire, C. 1980. **Les Attacidae amèricans. The Attacidae of America (= Saturniidae). Arsenurinae**. Neuilly-sur-Seine, C. Lemaire, 199 p., 76 pranchas.

Lemaire, C. 1988. **Les Saturniidae amèricans. The Saturniidae of America. Los Saturniidae americanos (= Attacidae). Ceratocampinae**. San José, Museo Nacional de Costa Rica, 480 p., 64 pranchas.

Lemaire, C. 1996. Saturniidae, p. 28–49. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 4B. Drepanoidea - Bombycoidea - Sphingoidea**. Gainesville, Association for Tropical Lepidoptera, 87 p.

Lemaire, C. & J. Minet 1998. The Bombycoidea and their relatives, p. 321–353. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography.** Vol. 1. *In*: M. Fischer (ed.). ***Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology***. *Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.*

McGuffin, W.C. 1967. Guide to Geometridae of Canada (Lepidoptera). I. Subfamily Sterrhinae. **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 50: 1–67.

Mielke, O. H. H. 2001. Estudo cladístico e descrições de tribos em Pyrrhopyginae (Lepidoptera, Hesperiidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 18: 897–905.

Mielke, O.H.H. 2005. **Catalogue of the American Hesperioidea: Hesperiidae (Lepidoptera)**. Curitiba, Sociedade Brasileira de Zoologia. 6 volumes, 1536p.

Miller, J.S. 1987. Host-plant relationships in the Papilionidae (Lepidoptera): parallel cladogenesis or colonization? **Cladistics** 3: 105–120.

Miller, J.S. 2009. Generic revision of the Dioptinae (Lepidoptera: Noctuoidea: Notodontidae). Part 1: Dioptini. **Bulletin of the American Museum of Natural History** 321(1,2): 1–971.

Miller, S.E. 1994. Systematics of the Neotropical moth family Dalceridae (Lepidoptera). **Bulletin of the Museum of Comparative Zoology** 153: 301–495.

Minet, J. 1982. Les Pyraloidea et leurs principales divisions systématique. **Bulletin de la Société Entomologique de France** 86: 262-280.

Minet, J. 1983. Etude morphologique et phylogenetique des organes tympaniques des Pyraloidea. 1. Generalites et homologies. (Lep., Glossata). **Annales de la Societé Entomologique de France** 19: 175–207.

Minet, J. 1986. Ebauche d'une classification moderne de l'ordre des Lépidoptères. **Alexanor** 14: 291–313.

Minet, J. 1991. Tentative reconstruction of the ditrysian phylogeny (Lepidoptera: Glossata). **Entomologica Scandinavica** 22: 69–95.

Minet, J. 1994. The Bombycoidea: phylogeny and higher classification (Lepidoptera: Glossata). **Entomologica Scandinavica** 25: 63–88.

Minet, J. & M.J. Scoble 1998. The Drepanoid/Geometroid

Assemblage, p. 301–320. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Vol. IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol.1.** *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Moraes, S,S,; M. Duarte & J.Y. Miller 2011. Revision of the Neotropical genus *Yagra* Oiticica (Lepidoptera: Castniidae). **Journal of Natural History** 45: 1511-1531.

Mosher, E. 1916. A classification of the Lepidoptera based on characters of the pupa. **Bulletin of the Illinois State Laboratory of Natural History** 12: 1–165.

Munroe, E. & M.A. Solis 1998. The Pyraloidea, p. 233–-256. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Volume IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1.** *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Naumann, C.M. 1971. Untersuchungen zur Systematik und Phylogenese der holarktischen Sesiiden (Insecten, Lepidoptera). **Bonner Zoologische Monographie** 1: 1–190.

Niehuis, O.; S.-H. Yen; C.M. Naumann & B. Misof. 2006. Higher phylogeny of zygaenid moths (Insecta: Lepidoptera) inferred from nuclear and mitochondrial sequence data and the evolution of larval cuticular cavities for chemical defence. **Molecular Phylogenetics and Evolution** 39: 812–829.

Nielsen, E.S. & G.S. Robinson 1983. Ghost moths of southern South America (Lepidoptera: Hepialidae). With a summary in Spanish prepared by P. Gentilli: 'Mariposas Fantasmas del sur de Sudamerica'. **Entomonograph** 4: 1–192.

Nielsen, E.S. & D.R. Davis 1985. The first Southern Hemisphere prodoxid and the phylogeny of the Incurvarioidea (Lepidoptera). **Systematic Entomology** 10: 307–322.

Nielsen, E.S. & I.F.B. Common 1991. Lepidoptera (moths and butterflies), p. 817–915. *In*: CSIRO (ed.). **The Insects of Australia: A textbook for students and research workers**. Vol. II. Carlton, Melbourne University Press, 1137 p.

Nielsen, E.S.; G.S. Robinson & D.L. Wagner 2000. Ghost-moths of the world: a global inventory and bibliography of the Exoporia (Mnesarchaeoidea and Hepialoidea) (Lepidoptera). **Journal of Natural History** 34: 823–878.

Pastrana, J.A. 1961. La familia Adelidae (Lep.) en la República Argentina. **Physis** 12: 191–201.

Pastrana, J.A. 1963. La familia Coleophoridae (Lep.) en la America Latina. **Revista de la Sociedad Entomológica Argentina** 26: 89–101.

Powell, J.A.; C. Mitter & B. Farrell 1998. Evolution of larval food preferences in Lepidoptera, p. 403–422. *In*: N.P. Kristensen (ed.). **Band/ Vol. IV Arthropoda: Insecta. Lepidoptera, moths and butterflies: evolution, systematics, and biogeography. Vol. 1.** *In*: M. Fischer (ed.). **Handbuch der Zoologie. Handbook of Zoology**. Berlin, Walter de Gruyter, 491 p.

Prins, W. & J. Prins 2005. **World Catalogue of Insects. Vol. 6. Gracillariidae (Lepidoptera)**. Stenstrup, Apollo Books, 502 p.

Pühringer, F. & A. Kallies 2004. Provisional checklist of the Sesiidae of the world (Lepidoptera: Ditrysia). **Mitteilungen der Entomologischen Arbeitsgemeinschaft Salzkammergut** 4: 1–85.

Puplesis, R. & A. Diškus 2003. **Nepticuloidea ir Tischerioidea (Lepidoptera) pasaulio ir lietuvos faunoje. The Nepticuloidea & Tischerioidea (Lepidoptera) – a global review, with strategic regional revisions**. Kaunas, Lutute Publishers, 512 p.

Regier, J.C.; P.C.; C. Mitter, Charles & A. Hussey 2008. A phylogenetic study of the 'bombycoid complex' (Lepidoptera) using five protein-coding nuclear genes, with comments on the problem of macrolepidopteran phylogeny. **Systematic Entomology** 33: 175–189.

Robinson, G.S. 1988. A phylogeny for the Tineoidea (Lepidoptera). **Entomologica Scandinavica** 19: 117–129.

Rothschild, L.W. & K. Jordan 1903. A revision of the lepidopterous family Sphingidae. **Novitates Zoologicae** 9(suppl.1–2): 1–972.

Scoble, M. J. 1986. The structure and affinities of the Hedyloidea: a new concept of the butterflies. **Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology** 53: 251–286.

Scoble, M.J. 1995. **The Lepidoptera: form, function, and diversity**. New York, Oxford University Press, 404 p.

Scoble, M.J. 1998. Hedylidae. *In*: J.B. Heppner (ed.). **Lepidopterorum Catalogus** (New Series) 93: 1–9.

Scoble, M.J. 1999. **Geometrid moths of the world: a catalogue (Lepidoptera, Geometridae)**. Vol. 1. 484 p., Vol. 2, 532 p. Collingwood, Victoria, CSIRO.

Snodgrass, R.E. 1935. **Principles of insect morphology**. New York. McGrow-Hill Book Company, 667 p.

Solis, M.A. 2007. Phylogenetic studies and modern classification of the Pyraloidea (Lepidoptera). **Revista Colombiana de Entomologia** 33: 1–9.

Solis, M.A. & K.V.N. Maes 2003. Preliminary phylogenetic analysis of the subfamilies of Crambidae (Pyraloidea Lepidoptera). **Belgian Journal of Entomology** 4: 53–95.

Sparrow, H.R.; T.D. Sisk; P.R. Ehrlich & D.D. Murphy 1994. Techniques and guidelines for monitoring Neotropical butterflies. **Conservation Biology** 8: 800–809.

Specht, A.; E. Corseuil & H.B. Abella 2008. **Lepidópteros de importância médica: principais espécies no Rio Grande do Sul**. Pelotas, Editora USEB, 240 p.

Stehr, F.W. 1987. **Immature insects**. Vol. 1. Dubuque, Kendall/ Hunt Publishing, 754 p.

Stone, S.E. 1991. Foodplants of World Saturniidae. **Lepidopteritsts' Society Memoirs** 4: 1–186.

Tyler, H.; K.S. Brown Jr. & K. Wilson 1994. **Swallowtail butterflies of the Americas: a study in biological dynamics, ecological diversity, biosystematics, and conservation**. Gainesville, Scientific Publishers, 376 p.

Wahlberg, N.; M.F. Braby; A.V.Z. Brower; R. De Jong; M. Lee; S. Nylin; N.E. Pierce; F.A.H. Sperling; R. Vila; A.D. Warren & E. Zakharov 2005. Synergistic effects of combining morphological and molecular data in resolving the phylogeny of butterflies and skippers. **Proceedings of the Royal Society B** 272: 1577–1586.

Wahlberg, N.; J. Leneveu; U. Kodandaramaiah; C. Peña; S. Nylin; A.V.L. Freitas & A.V.Z. Brower 2009. Nymphalid butterflies diversify following near demise at the cretaceous/tertiary boundary. **Proceedings of the Royal Society B**. 276: 4295-4302.

Warren, A.D.; J.R. Ogawa & A.V.Z. Brower 2009. Revisded classification of the family Hesperiidae (Lepidoptera: Hesperioidea) based on combined molecular and morphological data. **Systematic Entomology** 34: 467–523.

Whalley, P. E. S. 1971. The Thyrididae of Africa and its islands, a taxonomic and zoogeography study. **Bulletin of the British Museum Natural History (Entomology)** 17: 1—198.

Whalley, P.E.S. 1976. **Tropical leaf moths: a monograph of the subfamily Strigliniinae (Lepidoptera: Thyrididae)**. London, British Museum (Natural History), 194 p.

Wiegmann, B.M.; J.C. Regier & C. Mitter 2002. Combined molecular and morphological evidence on the phylogeny of the earliest lepidopteran lineages. **Zoologica Scripta** 31: 67–81.

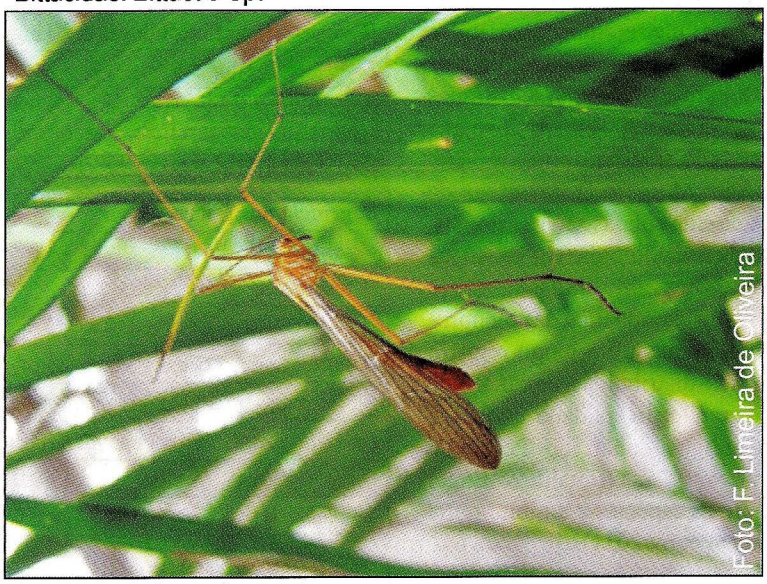
Yela J.L. & I.J. Kitching 1999. La filogenia de Noctuidos, revisada (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). **Boletin de la Sociedad Entomológica Aragonesa** 26: 485–520.

Capítulo 38

MECOPTERA

Eliana Collucci
Renato J. P. Machado

Bittacidae: *Bittacus* sp.



Bittacidae: *Bittacus femoralis*

MECOPTERA

MECOPTERA Latreille, 1802

Eliana Collucci
Renato J. P. Machado

Mecoptera: do grego *meco* = longo; *pteron* = asa. Refere-se ao formato alongado das asas de algumas espécies.

Diagnose. Insetos holometábolos, terrestres, variando de 2 a 24 mm de comprimento. Clípeo e labro geralmente prolongados em um rostro. Peças bucais mastigadoras. Pernas longas, delgadas. Dois pares de asas membranosas, subiguais, com venação semelhante, completa e várias veias transversais.

Introdução. Os mecópteros não têm nome popular no Brasil. A ordem é cosmopolita, ocorrendo em todas as regiões biogeográficas, exceto Antártica. A ordem compreende cerca de 680 espécies, distribuídas em nove famílias e 36 gêneros (Penny 2011). A maioria das espécies ocorre em duas famílias, Panorpidae, com 380 espécies, e Bittacidae, com 180 espécies (Grimaldi & Engel 2005). A região Neotropical possui 66 espécies descritas, distribuídas em nove gêneros e três famílias: Bittacidae é a maior, com 62 espécies; Eomeropidae possui uma única espécie, que ocorre no Chile; e Nannochoristidae tem três espécies, encontradas na região andina do Chile e da Argentina (Machado *et. al* 2009). Para o Brasil, são registradas 23 espécies (Tab. 38.1) (Machado *et. al* 2009). Estima-se que o número real de espécies no mundo seja em torno de 1200 e no Brasil, cerca de 100 espécies. A maioria das áreas da região Neotropical é subamostrada e as coletas são ocasionais, carecendo de uma padronização de metodologia. No Brasil, as regiões Norte e Sudeste são as mais bem amostradas.

Apesar de atualmente ser considerada uma das menores ordens de insetos, os mecópteros possuem um longo registro fóssil, com cerca de 400 espécies distribuídas em mais de 15 famílias, o que indica uma grande diversidade evolutiva do grupo. Os registros mais antigos datam do Permiano (Willmann 1983, 1987; Martynova 1991; Grimaldi & Engel 2005). Maiores informações sobre as espécies e a bibliografia podem ser encontradas em Penny (Penny 2011).

Morfologia (adultos). Cabeça hipognata, prolongada para baixo em um rostro formado pelo clípeo, labro e gena (Fig. 38.1). Olhos compostos proeminentes (exceto em *Apteropanorpa* Carpenter), usualmente três ocelos. Antena filiforme, variando entre 16 artículos em Bittacidae e 60 em Choristidae. Peças bucais do tipo mastigador. Mandíbula curta, denteada nas espécies fitófagas (Boreidae, Panorpodidae, Eomeropidae, Meropeidae e Apteropanorpidae), alongada nas saprófagas (Panorpidae e Choristidae), laminar nas carnívoras

Tabela 38.1. Lista das espécies de Mecoptera conhecidas para o Brasil.

Espécie	Distribuição
Bittacus angrensis Souza Lopes & Mangabeira	RJ, SP
B. arpuanaensis (Penny)	MT
B. blancheti Pictet	BA, ES, RJ
B. botucatensis Morgante	SP
B. brasiliensis Klug	Argentina, Brasil
B. brunipennis (Collucci & Amorim)	SP
B. diversinervis Souza Lopes & Mangabeira	RR, AP até SP
B. femoralis Klug	GO, RO, MA, MT
B. flavescens Klug	BA, ES, MG, RJ, RS, SP, Venezuela
B. froehlichi (Collucci & Amorim)	SP
B. geniculatus Erichson	AM, Guiana
B. latreilleri (Collucci & Amorim)	GO, MA, PA
B. maculosus Byers	AM, Trinidad
B. omega Morgante	MG
B. pintoi Souza Lopes & Mangabeira	MG
B. willmanni (Collucci & Amorim)	MG
Issikiella araguaiensis Penny& Arias	MA, PA
I. byersi Penny & Arias	AM
I. pulchra Byers	SC
Nannobittacus elegans Esben-Petersen	PA
N. souzalopesi Penny & Arias	AM
Pazius cinctipes Byers & Florez	AM, Colômbia
P. ornaticaudus Penny	AC, MT

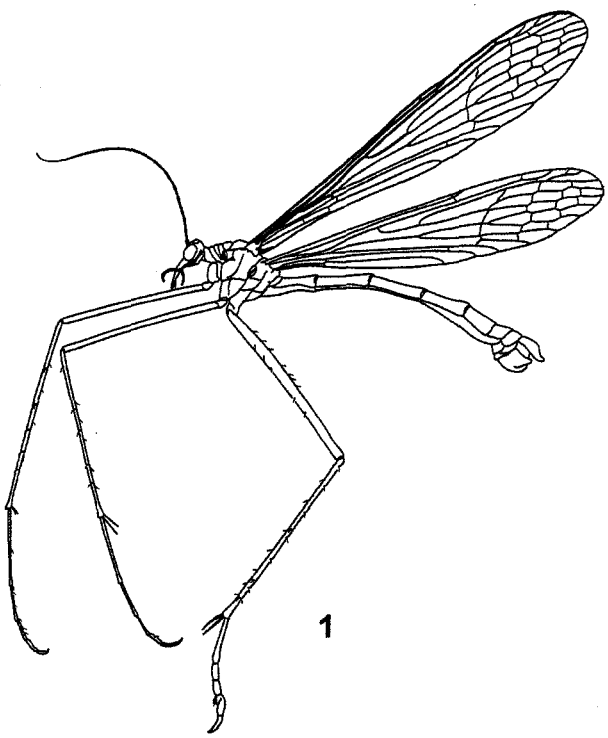


Figura 38.1. *Bittacus diversinervis* Souza Lopes & Mangabeira, hábito, vl.

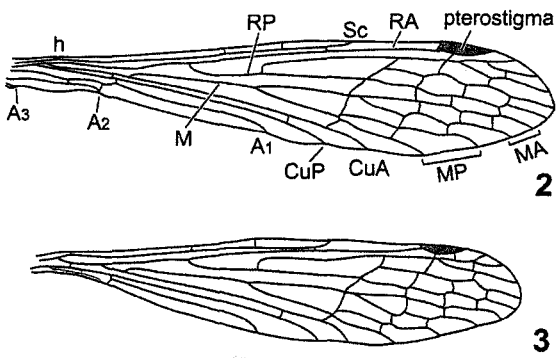
(Bittacidae) e reduzida em Nannochoristidae, cuja estrutura do aparelho bucal sugere uma dieta líquida, provavelmente néctar (Beutel & Baum 2008; Byers & Thornhill 1983). Gálea, lacínia e estipes alongados. Palpo maxilar com cinco artículos. Glossa e paraglossa reduzidas e palpo labial com dois artículos.

Tórax com escleritos cervicais alongados e pronoto livre, com formato de sela. Meso e metatórax igualmente desenvolvidos. Escleritos torácicos reduzidos, geralmente fundidos nas formas ápteras. Pernas alongadas e delgadas; tíbias com dois esporões apicais fortes. Tarsos pentâmeros, pré-tarsos com duas garras. Os bitacídeos possuem garras simples e o quinto tarsômero dobra-se sobre o quarto para formar um tarsômero raptorial (Fig. 38.1). Asas anterior e posterior usualmente membranosas, similares no tamanho e no formato (Figs. 38.2-3). Asas ausentes em Apteropanorpidae e *Apterobittacus* MacLachlan (Bittacidae) e reduzidas em *Anomalobittacus* Kimmins (Bittacidae), em Boreidae e em muitas fêmeas de Panorpidae e de Panorpodidae. Membrana alar pigmentada em Panorpidae e em várias espécies de Bittacidae. Venação completa, com numerosas veias transversais adicionais em Eomeropidae e Meropeidae. As asas não ficam efetivamente acopladas durante o voo. Abdômen com 11 segmentos. Tergo I fundido ao metatórax e esterno I livre, usualmente subdividido (Fig. 38.1). Segmentos abdominais VII e VIII mais longos que os segmentos anteriores, em algumas espécies recobrindo o gonocoxito (=coxopodito) do macho.

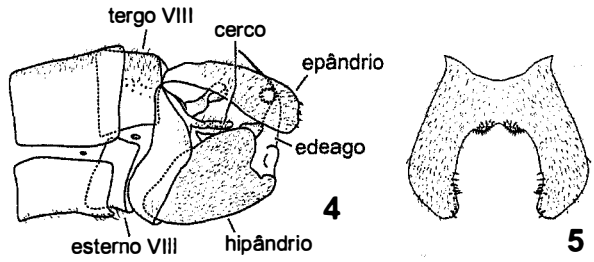
Na genitália masculina (exceto Boreidae), o segmento abdominal IX forma um anel contínuo, sem membrana pleural (Fig. 38.4). Fusão semelhante ocorre também nos segmentos VI a VIII de Panorpidae, nos segmento VIII de Nannochoristidae e Meropeidae, e VII e VIII de Panorpodidae. Gonocoxitos fundidos (exceto Meropeidae), funcionando como uma cápsula para a bomba espermática. Gonóstilo variando no tamanho e formato, desde um simples lobo em Bittacidae até ramificado e complexo em Choristidae. Segmento X pequeno, com os cercos simples em seu ápice (ausentes em Apteropanorpidae e Boreidae). Edeago simples e curvo em Bittacidae, muito complexo em Choristidae, Panorpidae e Eomeropidae.

Na genitália feminina, os esternos VIII e IX fundem-se às gonapófises VIII e IX, respectivamente. Em Bittacidae, o esterno IX está reduzido a um apódema interno (placa genital). Segmento X pequeno, com formato de anel, em cujo ápice se insere o par de cercos, com um ou dois segmentos. Segmento XI reduzido a duas pequenas placas situadas entre os cercos.

Imaturos. Os ovos possuem córion duro e são quiescentes (principalmente nas espécies em regiões de clima frio). São depositados no solo em pequenos conjuntos ou individualmente. O desenvolvimento leva de poucos dias a vários meses. As larvas são terrestres e geralmente são saprófagas. Larvas de Nannochoristidae são aquáticas, predadoras de outras larvas de insetos (Byers 1991). Após a terceira muda, forma uma pré-pupa (quarto ínstar larval), que se enterra a pouca profundidade no solo. As larvas geralmente são eruciformes, mas em Boreidae e Panorpodidae são escarabeiformes e em Nannochoristidae, campodeiformes (Byers & Thornhill 1983). Distinguem-se das larvas de outros insetos holometábolos por possuírem olhos variando de 3 a 30 estemas, exceto nas larvas de Panorpodidae, sem olhos. As larvas de Bittacidae possuem duas fileiras de protuberâncias dorsais ramificadas, presentes do mesotórax ao segmento abdominal IX. Essas protuberâncias



Figuras 38.2-3. Asas de *Bittacus brunnipennis* (Collucci & Amorim). **2**, asa anterior; **3**, asa posterior.



Figuras 38.4-5. Terminália masculina de *Bittacus brunnipennis* (Collucci & Amorim). **4**, vl; **5**, epândrio, vv.

possuem cerdas utilizadas para coleta de partículas do solo, que são unidas com as fezes da larva para sua camuflagem (Grimaldi & Engel 2005). As pupa são exarada (tecas alares e pernas externas) adécticas (mandíbulas não articuladas) (Byers 1991). O estágio de pupa ocorre em uma célula no solo e o adulto emerge após 10 a 50 dias (Costa Lima 1943).

Biologia. A biologia dos imaturos das espécies que ocorrem no Brasil é muito pouco estudada. Apenas *Nannobittacus elegans* Esben-Petersen possui descrição do ovo e do primeiro ínstar larval (Penny & Arias 1981). A biologia dos bitacídeos norte americanos é de modo geral bem conhecida e detalhada (Setty 1940). Os adultos são encontrados em ambientes úmidos e sombreados das florestas, ao longo de rios, lagos e riachos. A maioria das espécies é predadora, alimentando-se de outros insetos. Há espécies que se alimentam de grãos de pólen, matéria orgânica em decomposição e ovos de Lepidoptera (Martynova 1991). Os adultos de Bittacidae são predadores e vistos dependurados em galhos de árvores pelas pernas anteriores e/ou médias. Nessa posição, ocorre a alimentação, a corte e a cópula. A corte é complexa e com grande diversidade entre os grupos. Geralmente os machos de Bittacidae oferecem uma presa para as fêmeas como um convite para a cópula, que ocorre enquanto a fêmea está se alimentando. Variações da estratégia de atração das fêmeas ocorrem em outras famílias de Mecoptera (Byers & Thornhill 1983).

Classificação. A classificação da ordem ainda é controversa e há dúvidas quanto ao monofiletismo da ordem. Apresentamos abaixo as famílias consideradas por Whiting (2002) em sua proposta filogenética baseada em dados moleculares.

Apteropanorpidae
1. Bittacidae (23)
Boreidae
Choristidae
Eomeropidae
Meropeidae
Nannochoristidae
Panorpidae
Panorpodidae

Relações filogenéticas. Atualmente há consenso entre os pesquisadores que Mecoptera deva ser um grupo parafilético em relação a Siphonaptera (Wheeler *et al.* 2001; Whiting 2002a,b; Smiczyjew 2002; Kluge 2003; Beutel & Baum 2008), formando o clado Mecopterida, que tem Diptera como grupo irmão (Grimaldi & Engel, 2005). A relação de parentesco entre as famílias ainda não é bem definida (Smiczyjew 2002), no entanto a proposta filogenética de Withing (2002b), baseada em dados moleculares, é a mais aceita atualmente e seguida aqui.

Mecopterida foi dividido em dois clados (Fig. 38.6). O primeiro, com Nannochoristidae como grupo irmão de Boreidae + Siphonaptera. Nannochoristidae é a família mais basal nesse clado, sendo às vezes referido como "fóssil vivo" (Grimaldi & Engel 2005) e possui algumas características, como a forma do aparelho bucal e o hábito aquático das larvas, que faz com que seja considerado como grupo irmão de Diptera ou até mesmo como uma ordem diferente, Nannomecoptera (Beutel & Baum 2008). O parentesco de Boreidae e Siphonaptera é suportado tanto por caracteres morfológicos (Willmann 1989; Smiczyjew 2002), quanto por caracteres moleculares (Whiting 2002a,b).

O segundo clado é formado pelos outros grupos de Mecoptera, com Meropeidae como grupo irmão de ((Choristidae + Apteropanorpidae) (Panorpidae + (Panorpodidae + Bittacidae))). Nas análises de Whiting (2002b), Eomeropidae não foi incluída, mas sua semelhança com Meropeidae sugere que sejam proximamente relacionadas . Grimaldi & Engel (2005) apresentam Eomeropidae dentro do segundo clado como grupo irmão de ((Choristidae + Apteropanorpidae) (Panorpidae + (Panorpodidae + Bittacidae))). A posição de Bittacidae como grupo irmão de Panorpodidae não é bem suportada.

Importância. As espécies descritas até o momento não possuem importância econômica. O encontro de exemplares em áreas recentemente reflorestadas revela provável potencial dos Bittacidae como bioindicadores da qualidade do ambiente. Seu estudo, no entanto, é imprescindível para a compreensão das relações filogenéticas entre os grupos de Holometabola.

Coleta e fixação. Os imaturos são encontrados em solos ricos em matéria orgânica, exceto os de Nannochoristidae, que são aquáticos; devem ser conservados em álcool 70 a 80%. Os adultos são coletados com rede entomológica, armadilhas de interceptação de voo, como Malaise, ou armadilhas luminosas (Byers & Thornhill 1983). Os adultos de Bittacidae geralmente são coletados em regiões florestadas, perto de cursos d'água. Alguns exemplares já foram encontrados no interior de residências ou no peridomicílio, atraídos por iluminação artificial (Machado *et al.* 2010). Devem ser alfinetados ou mantidos a seco em envelopes ou mantas.

No Brasil, ocorrem apenas representantes da família Bittacidae (Tab. 38.1). Uma chave ilustrada para as famílias e gêneros de Mecoptera que ocorrem na região Neotropical foi publicada por Machado *et al.* (2009).

1. Bittacidae. É a única família que ocorre em todas as regiões biogeográficas, sendo mais diversificada na região Neotropical, onde se encontram sete dos 18 gêneros conhecidos (Machado *et. al.* 2009; Penny 2011). É a única família presente na África (Grimaldi & Engel 2005) e no Brasil.

Adultos variam de 14 a 24 mm de comprimento, são predadores, penduram-se na vegetação pelas pernas

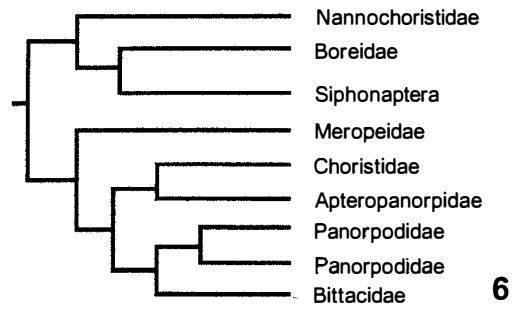


Figura 38.6 Cladograma representando as afinidades entre as famílias de Mecoptera + Siphonaptera. Fonte: Whiting (2002b).

anteriores, capturando as presas com as pernas posteriores. Quinto tarsômero raptorial com garra única. Asas longas e membranosas. Gonocoxitos bulbosos, fundidos na base. Gonóstilos pequenos. Epândrio com reentrância mediana em forma de U (Fig. 38.5). Larvas eruciformes, com duas fileiras de protuberâncias ramificadas dorsais. As espécies brasileiras pertencem a quatro gêneros: *Bittacus* Latreille, *Issikiella* Byers, *Nannobittacus* Esben-Petersen e *Pazius* Navás. O gênero *Neobittacus* Esben-Petersen foi sinonimizado com *Bittacus* (Machado *et al.* 2009).

As duas espécies de *Pazius* que ocorrem no Brasil são extremamente delgadas, com olhos compostos contíguos dorsalmente, ambas com registro somente para áreas de floresta fechada na Amazônia. As espécies de *Issikiella* e *Nannobittacus* possuem asas iridescentes e membrana alar densamente pigmentada. *Issikiella* possui registro para a Amazônia e Santa Catarina, com as espécies restritas a áreas de floresta de terra firme (Penny & Arias 1982).Um exemplar desse gênero, no entanto, foi coletado em uma área de cerrado no Maranhão (Machado *et al.* 2010). As espécies de *Nannobittacus* até o momento só foram coletadas em florestas na Amazônia. Os adultos de *Bittacus* são grandes (14-17 mm) e possuem na asa anterior a veia RP_{3+4} longa e uma ou mais veias transversais subcostais, entre a margem da asa e a veia subcosta, além da veia umeral (Figs. 38.2-3). É o gênero mais comum e ocorre em todas as regiões do Brasil. Os adultos podem ser coletados em áreas de floresta fechada, mas muitas espécies ocorrem preferencialmente em áreas abertas de cerrado (Penny & Arias 1982). Recentes coletas apontam que são mais facilmente coletados em períodos chuvosos (Machado *et al.* 2010).

Alguns trabalhos transferiram parte das espécies neotropicais e africanas de *Bittacus* para *Thyridates* Navás (Collucci & Amorim 2000, 2001; Petrulevicius 2003), inclusive a maior parte da fauna brasileira, entretanto, *Thyridates* foi novamente sinonimizado com *Bittacus* pois deixava este gênero parafilético, e todas as espécies brasileiras voltaram à classificação anterior (Machado *et al.* 2009). Mesmo assim, a monofilia de *Bittacus* ainda não é bem suportada e não há estudos sobre as relações filogenéticas entre as espécies do gênero.

Agradecimentos. Ao Prof. Dr. João M. F. Camargo (*in memoriam*), Prof. Dr. Dalton S. Amorim, Prof. Dr. Adolfo Calor e Dr. Norman D. Penny, pelas sugestões e revisão do texto. Ao Dr. Francisco Limeira de Oliveira, pelo uso de uma das fotos que ilustra a página de rosto deste capítulo.

Referências bibliográficas

Beutel, R.G. & E. Baum 2008. A longstanding entomological problem finnaly solved? Head morphology of Nannochoristidae (Mecoptera, Insecta) and possible phylogenetic implications. **Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research** 46(4): 346-367.

Byers, W. 1991. Mecoptera, p. 696-704. *In*: I.D. Naumann, P.B. Carne, J.F. Lawrence, E.S. Nielson, J.P. Spradberry, R.W. Taylor, M.J. Whitten & M.J. Littlejohn (eds). **The Insects of Australia. A textbook for students and research workers.** CSIRO, Melbourne University Press, 2nd edition, 2 vols, 1137 p.

Byers, W. & R. Thornhill 1983. Biology of the Mecoptera. **Annual Review of Entomology** 28: 203-228.

Collucci, E. & D.S. Amorim 2000. Three new species of *Thyridates* Navás, 1908 (Mecoptera, Bittacidae) from Brazil, with new combinations and some comments about relationships within the genus. **Contribuições Avulsas sobre a História Natural, Ser. Zoologia** 21: 1-8.

Collucci, E. & D.S. Amorim 2001. Descrição de uma nova espécie de *Thyridates* Navás, 1908 de Governador Valadares, Minas Gerais, Brasil e redescrição de *T. femoralis* (Kluge, 1836) (Mecoptera, Bittacidae). **Contribuições Avulsas sobre a História Natural, Ser. Zoologia** 36: 1-6.

Costa Lima, A.M. da, 1943. **Insetos do Brasil**. Rio de Janeiro. Escola Nacional de Agronomia. Série Didática, n° 5, tomo 4, 141 p.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects**. Cambridge University Press, xv + 755 p.

Kluge, N. 2003. Larval leg structure of *Nannochorista* Tillyard, 1917 and characteristic of Mecoptera. **Russian Entomological Journal** 12(4): 1-6.

Machado, R.J.P.; F.S.P. Godoi; J.A. Rafael 2009. Neotropical Mecoptera (Insecta): new generic synonimyes, new combinations, key to families and genera, and checklist of species. **Zootaxa** 2148: 27-38.

Machado, R J.P.; F. Limeira-de-Oliveira; J.A. Rafael 2010. Mecoptera (Insecta) do estado do Maranhão: chave para identificação das espécies e descrição da fêmea de *Bittacus latreillei* (Collucci & Amorim). **Revista Brasileira de Entomologia** 54(4): 604-607.

Martynova, O.M. 1991. Order Mecoptera. Scorpion flies, p. 405-424. *In*: B.B. Rohdendorf (ed). **Fundamentals of Paleontology**, Smithsonian Institution libraries and The Nation Science Foundations. Vol. 9, 894 p.

Penny, N.D. 2011. Mecoptera. World Checklist of Extant Mecoptera Species. <http://www.calacademy.org/research/entomology/EntomologyResources/mecoptera/index.html>. Acesso: 17/set/2011.

Penny, N.D. & J.R. Arias 1981. Observations on the egg and larva of "Nannobittacus elegans" Esben-Petersen, 1927 (Mecoptera: Bittacidae). **Journal of the Kansas Entomological Society**, 54(3): 465-468.

Penny, N. D. & J. R. Arias. 1982. Notes on Amazonian Bittacidae (Mecoptera) with the descriptions of two new species. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 77(3): 263–274.

Petrulevicius, J.F. 2003. Phylogenetic and biogeographical remarks on *Thyridates* (Mecoptera: Bittacidae), with the first fossil record of the taxon. **Acta zoologica cracoviensia** (suppl.-Fossil Insects) 46: 257-265.

Setty, L. R.1940. Biology and morphology of some north American Bittacidae (Order Mecoptera). **The American Midland Naturalist** 23(2): 257–353.

Smiczyjew, B. 2002. Structure of the ovary in *Nannochorista neotropica* Navás (Insecta: Mecoptera: Nannochoristidae) with remarks on mecopteran phylogeny. **Acta Zoologica** (Stockolm) 83: 61-66.

Wheeler, W.C.; M. Whiting; Q.D. Wheeler & J.M. Carpenter 2001. The Phylogeny of the Extant Hexapod Orders. **Cladistics** 17: 113-169.

Whiting, M.F. 2002a. Phylogeny of the holometabolous insect orders:

molecular evidence. **Zoologica Scripta** 31: 3-17.

Whiting, M.F. 2002b. Mecoptera is paraphyletic: multiple genes and a phylogeny of Mecoptera and Siphonaptera. **Zoologica Scripta** 31: 93-105.

Willmann, R. 1983. Die phylogenetischen beziehungen unter den südamerikanischen Bittacidae (Insecta: Mecoptera). **Zoologishe Beitrager** 28: 47-65.

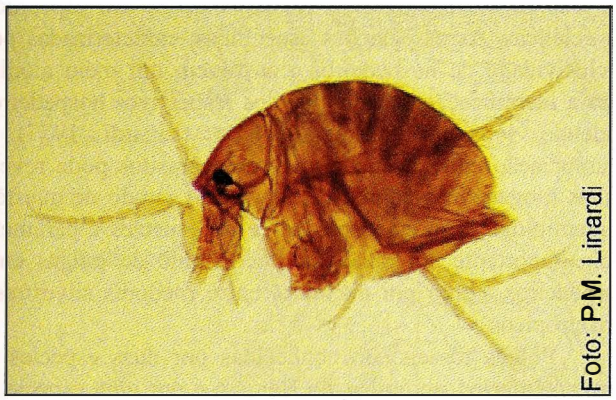
Willmann, R. 1987. The phylogenetic system of the Mecoptera. **Systematic Entomology** 12(4): 519-524.

Willmann, R. 1989. Evolution und phylogenetisches system der Mecoptera (Insecta: Holometabola). **Abhandlungen der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft** 544: 1-153.

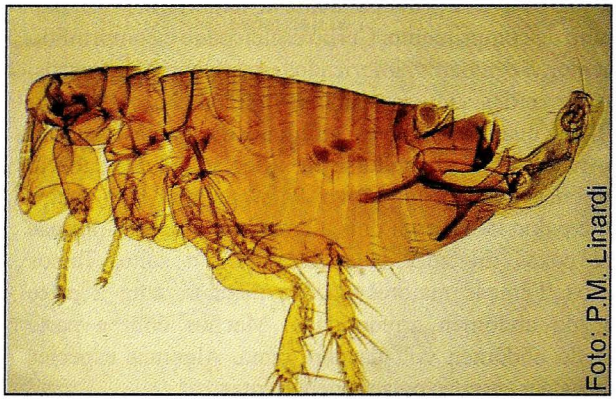
Capítulo 39

SIPHONAPTERA

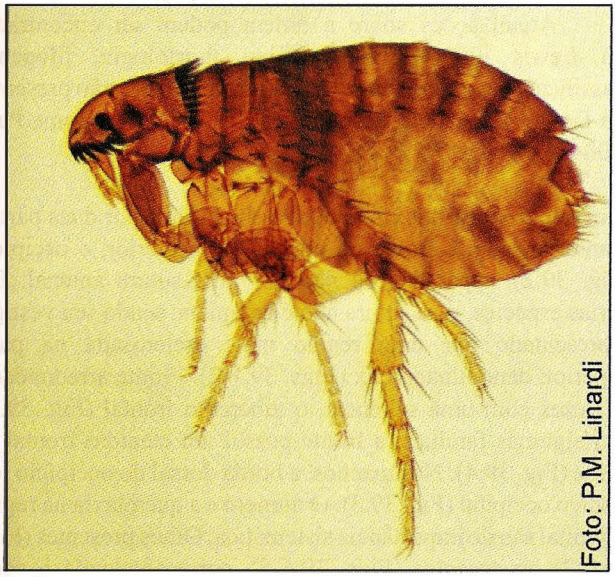
Pedro Marcos Linardi



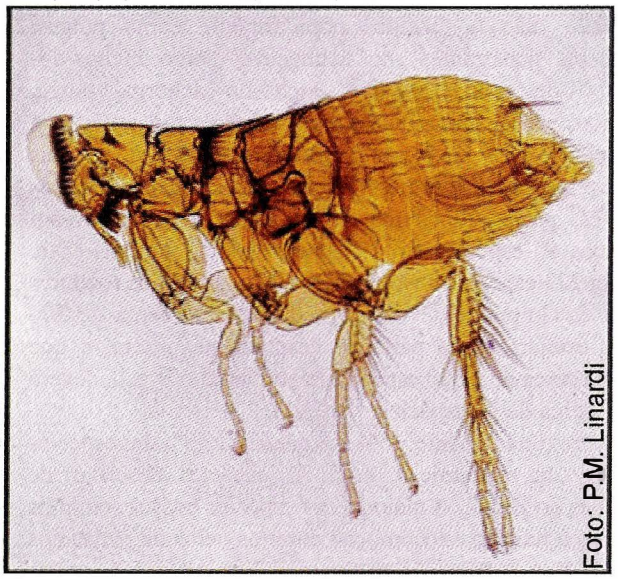
Tungidae: *Tunga penetrans*, macho



Rhopalopsyllidae: *Polygenis tripus*, macho



Pulicidae: *Ctenocephalides felis felis*, fêmea



Stephanocircidae: *Craneopsylla minerva minerva*, macho

SIPHONAPTERA Latreille, 1825

Pedro Marcos Linardi

Siphonaptera: do grego *siphon* = tubo; *a* = sem; *pteron* = asa, em referência a insetos sugadores e ápteros.

Diagnose. Insetos holometábolos, secundariamente ápteros, ectoparasitas de aves e principalmente de mamíferos, variando de 1 a 3 mm de comprimento. Corpo esclerosado e comprimido lateralmente. Segmentos imbricados uns sobre os outros, providos de cerdas voltadas para trás, coloração castanha a negra. Olhos, quando presentes, arredondados e quase sempre negros. Antena curta, alojando-se em sulco ao lado da cabeça. Aparelho bucal sugador-pungitivo. Palpo maxilar com quatro artículos e palpo labial com dois a dezessete artículos. Pernas longas e coxas dilatadas, adaptadas para o salto. Tarsos pentâmeros. Fêmeas maiores que os machos, com a parte posterior do abdômen arredondada. Machos com a parte posterior do abdômen voltada para cima. Algumas espécies com fêmeas penetrantes ou semipenetrantes.

Introdução. São conhecidos popularmente como pulgas. As espécies penetrantes são conhecidas como bichos-do-pé, bichos-de-porco, jatecuba, bicho-do-cachorro, tunga, tom e sico. São cosmopolitas, com quase três mil espécies e subespécies (Lewis 1998). As regiões temperadas são as mais ricas e isso se deve à preferência dos roedores, hospedeiros frequentes, pelos climas mais frios. Para o Brasil, foram assinaladas 60 espécies em 19 gêneros e oito famílias (Tab. 39.1), em 223 espécies hospedeiras, das quais 115 de roedores (Linardi & Guimarães 2000). Acredita-se que cerca de 500 espécies estejam ainda para ser descritas na ordem, o que totalizaria cerca de 3.500 espécies no mundo; no Brasil, deverá totalizar cerca de 90 espécies.

Aproximadamente, 15% dos gêneros e 29% das espécies brasileiras são endêmicas, com 31 espécies descritas de localidades do Brasil. A maioria das espécies possui ctenídios destinados à fixação e locomoção entre os pelos ou penas dos hospedeiros. A locomoção é cursorial e saltatória. Algumas espécies chegam a pular quase 40 cm de altura e 30 cm em linha horizontal. Os hospedeiros são animais endotérmicos, aproximadamente 94% espécies de mamíferos e o restante, de aves. Entre as aves, infestações ocorrem essencialmente em aves marinhas e Passeriformes. Em Primatas, apenas o homem é tido como hospedeiro habitual.

A hematofagia é realizada pelos dois sexos e diretamente nos capilares (solenófagos). As associações são específicas ou ecléticas. As associações específicas, caracterizadas pela exclusividade de hospedeiros, constituem um meio auxiliar para a identificação taxonômica dos respectivos hospedeiros, podendo subsidiar mastozoologistas (Linardi 1977). A coassociação entre hospedeiros e ectoparasitos pode revelar linhas filogenéticas comuns. Todavia, no estudo de questões epidemiológicas, o ecletismo de certas espécies é parâmetro mais importante em razão do intercâmbio de pulgas entre hospedeiros, como por exemplo, entre roedores silvestres e sinantrópicos.

Pulgas fósseis são conhecidas por duas espécies do Eoceno Inferior, no âmbar do Báltico, e por uma espécie do Mioceno Inferior, no âmbar dominicano.

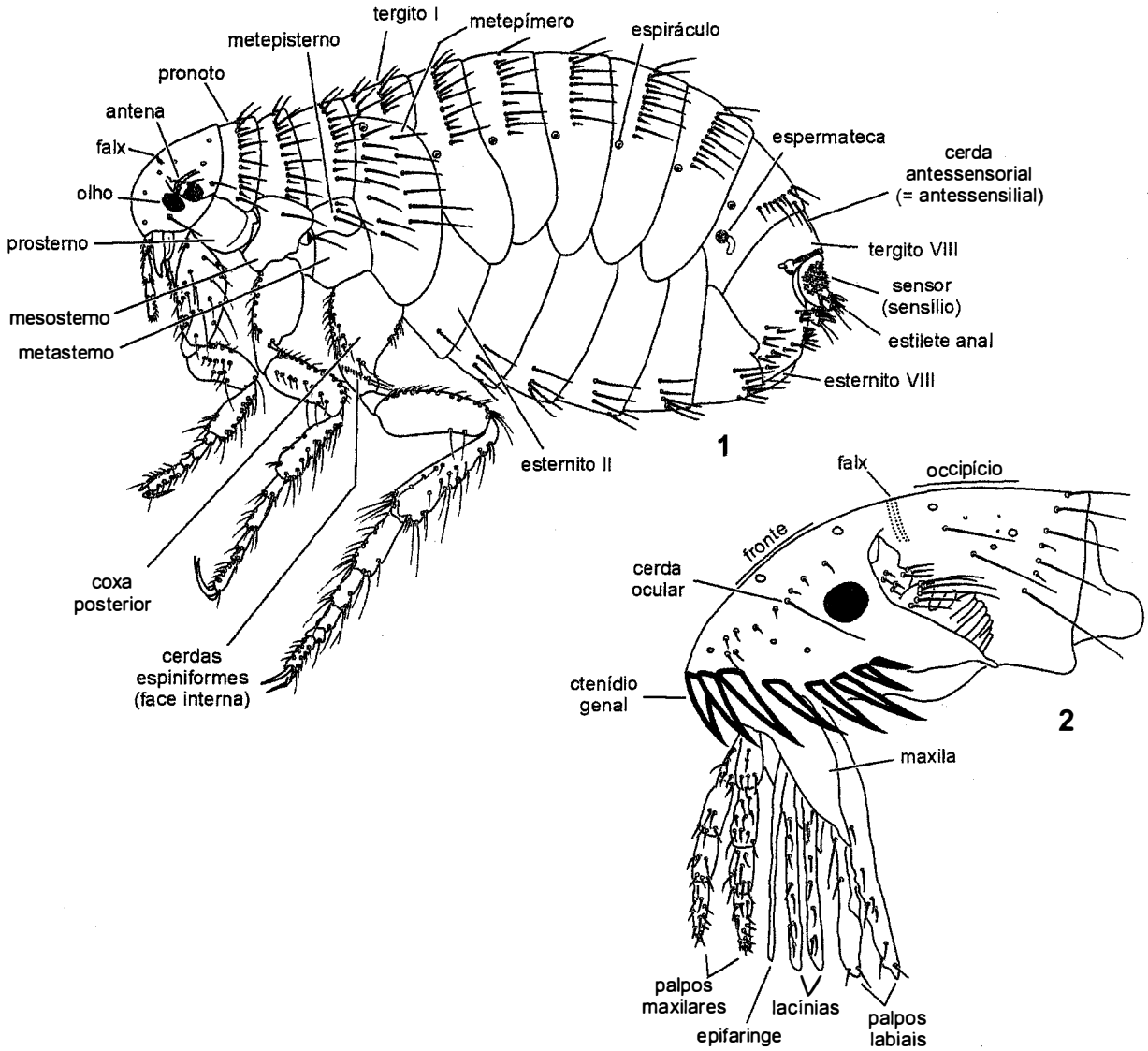
Atualizações sobre a ordem podem ser encontradas em Lewis (2000). Dados sobre morfologia, filogenia, classificações, referências e outras informações estão presentes em De la Cruz (2006) e Zoological Institute Flea Home Page (2004).

Morfologia (adultos). A cabeça é constituída por duas partes, a anterior, com a fronte ou clípeo, e a posterior, o occipício (Fig. 39.2), separadas ou não por uma sutura antenal. Em várias espécies, essa sutura não é completa, sendo seu vestígio representado por uma região mais esclerosada na parte superior, denominada falx (Figs. 39.1-2). Fronte arredondada, às vezes com uma saliência, o tubérculo frontal (Fig. 39.3). Em algumas famílias, a fronte possui um ctenídio frontal ou pente (Fig. 39.4). Nos machos, a borda dorsal do occipício tem o sulco occipital (Fig. 39.3). O número e a quetotaxia na região occipital são de importância sistemática. Olhos presentes (Figs. 39.1-2) ou ausentes (Figs. 39.4-5), correspondendo a ocelo arredondado ou, às vezes, reduzido a uma mancha ocular, pigmentado ou não. Antena curta, embutida lateralmente em sulco. Flagelo (Figs. 39.1-4) geralmente com dez artículos,

conhecido como clava e com sensores relacionados com a percepção de estímulos mecânicos e químicos. A gena às vezes tem um ctenídio genal (Figs. 39.2, 4-5). Peças bucais constituídas por maxila, palpo maxilar, lacínia, palpo labial e o labro-epifaringe (Fig. 39.2). A forma da maxila é variável e a lacínia simples ou serrilhada, como em espécies penetrantes. O palpo maxilar é esclerosado, tetrâmero. Palpo labial não esclerosado, com 2 a 17 artículos.

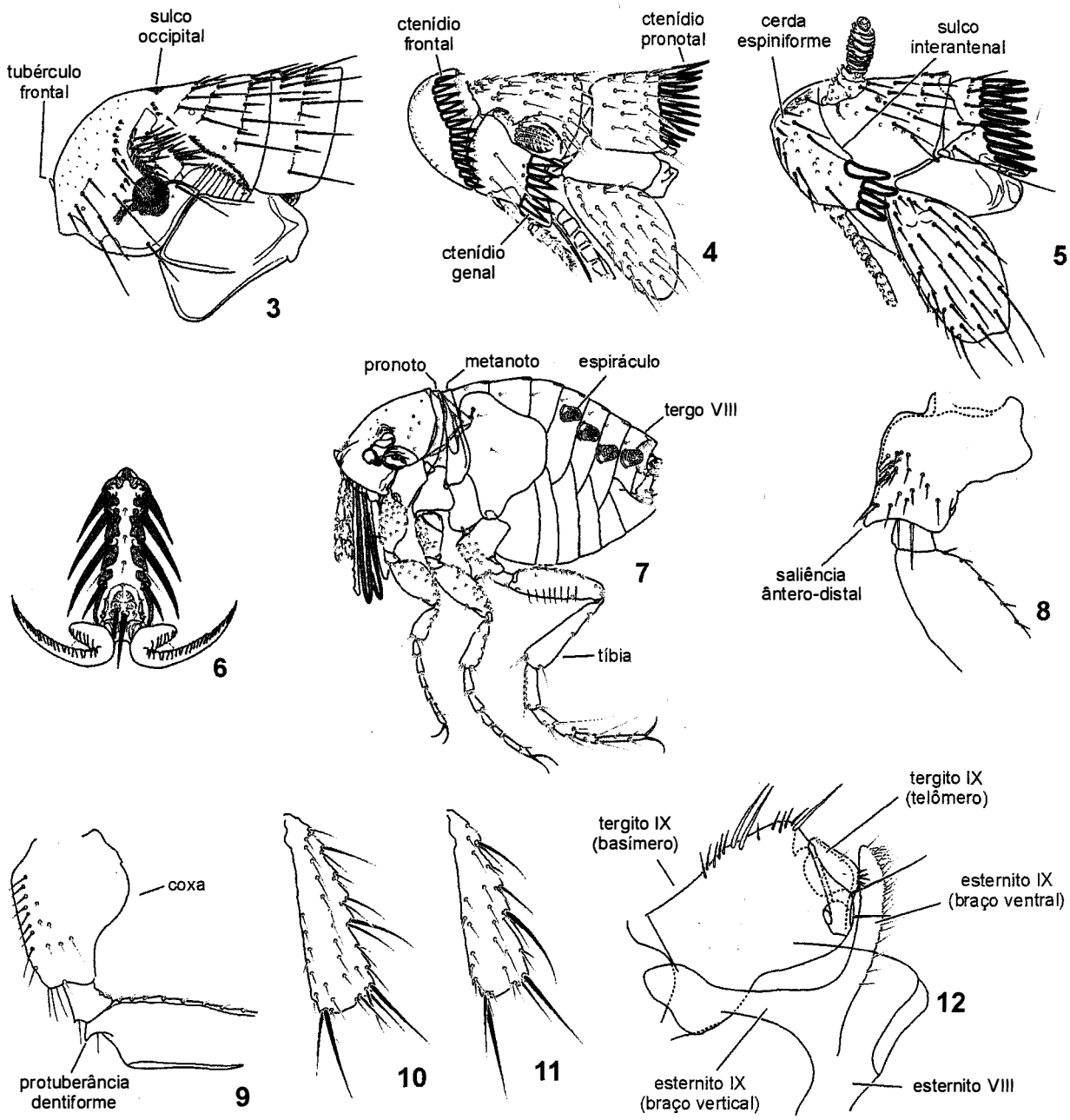
Tórax com o pró, meso e metatórax distintos, subiguais (Fig. 39.1), atrofiados nas espécies penetrantes ou semipenetrantes (Fig. 39.7). Dada a forma lateralmente comprimida, o noto e pleura são os escleritos mais característicos. Pró e metanoto por vezes com ctenídios (Figs. 39.4-5). Propleura e prosterno geralmente fundidos. Propleura raramente dividida. Meso e metatórax com as respectivas pleuras e esternos separados. Mesopleura por vezes dividida e metapleura sempre separada em metepisterno e metepímero (Fig. 39.1), este último cobrindo o primeiro segmento abdominal, não aparente. Espiráculos torácicos no meso e metatórax. Tarsos pentâmeros (Fig. 39.1), o quarto tarsômero mais curto. Tarsômeros com cerdas laterais plantares (Fig. 39.6); tarsômero distal com um par de garras. Os principais caracteres usados para identificação taxonômica são encontrados na perna posterior. Coxa posterior com cerdas espiniformes (Fig. 39.1) ou com saliência no ângulo ântero-distal (Fig. 39.8). Fêmur posterior por vezes com protuberância dentiforme basal (Fig. 39.9). Tíbia posterior com cerdas nos entalhes dorsais e na superfície externa (Figs. 39.10-11), com variações em número e disposição importantes para a identificação de espécies, sobretudo na tíbia posterior.

Abdômen com onze segmentos, o tergito I e o esternito I respectivamente cobertos parcial e integralmente pelo metepímero (Fig. 39.1). Tergitos com uma ou duas fileiras de cerdas, raramente com ctenídios. Espiráculos abdominais presentes nos tergitos II a VIII, no último segmento, mais longo e voltado para cima. Fêmeas penetrantes com os quatro



Figuras 39.1-2. Morfologia de Siphonaptera, fêmea, vl. **1**, *Pulex irritans* (L.); **2**, cabeça e peças bucais de *Ctenocephalides f. felis* (Bouché). Fonte: Hopkins & Rothschild (1953).

últimos espiráculos modificados e mais desenvolvidos (Fig. 39.7). Esternito II ou basal (Fig. 39.1), com o número de cerdas variando entre os grupos. Esternito VII das fêmeas com a forma da margem posterior variando entre espécies. Tergito VII com cerdas robustas, variando em número e tamanho, chamadas cerdas antessensoriais (= antessensiliais, antepigidiais) (Fig. 39.1). Tergito IX com um sensor (Fig. 39.1) cuja função é permitir o alinhamento direcional das genitálias por ocasião do acasalamento, bem como emitir ultrassom para comunicação. O sensor (= sensílio) possui orifícios ou fossetas em número variável para certos grupos taxonômicos. Os três últimos segmentos são modificados, com suas partes superiores consideradas ventrais. Nos machos, o tergito IX é representado pelo clasper (= fórceps) (Fig. 39.12), que, por sua vez, é constituído pelo basímero (imóvel) e pelo telômero (móvel). A forma, o comprimento e a relação entre esses dois são caracteres de valor taxonômico. O esternito IX é composto de dois braços, ventral (distal) e vertical (proximal) (Fig. 39.12), que se conectam em ângulo reto. As relações de comprimento entre os dois braços, bem como a forma e a quetotaxia do



Figuras 39.3-12. Morfologia de Siphonaptera. **3-5**, cabeça e protórax, macho, vl; **3**, *Rhopalopsyllus saevus* Jordan & Rotschild; **4**, *Craneopsylla m. minerva* (Rotschild); **5**, *Leptopsylla segnis* (Schönherr); **6**, distitarsômero posterior de *Rhopalopsyllus australis* (Rotschild), macho; **7-8**, *Tunga penetrans* (L.), vl; **7**, fêmea; **8**, coxa posterior do macho; **9**, perna posterior de *Hectopsylla pulex* (Haller), fêmea; **10**, tíbia posterior de *Ctenocephalides canis* (Curtis), fêmea; **11**, tíbia posterior de *Ctenocephalides f. felis* (Bouché); **12**, segmentos modificados de *Polygenis (P.) bohlsi jordani* (Lima), macho. Fonte: Figs 3 e 6 de Smit (1987); Fig. 4 de Tipton & Machado-Allison (1972); Fig. 5 de Johnson (1957); Figs. 7, 10 e 11 de Hopkins & Rothschild (1953); Figs. 8 e 9 de Linardi & Guimarães (2000); Fig. 12 de Guimarães (1972).

braço ventral, são caracteres de valor taxonômico. O edeago é visível após clarificação, sendo variável em forma, sentido de enrolamento, número de voltas e reflexão do duto ejaculador, estrutura e outros caracteres. Nas fêmeas, a espermateca é vista após clarificação, com forma característica para um grande número de espécies. A espermateca (Figs. 39.13-18) consta de duas partes, bulga (= corpo, cabeça) e hila (= apêndice, cauda), com ou sem uma linha demarcatória entre elas, articulando-se com um duto (área cribriforme) (Fig. 39.18). Algumas espécies com as espermatecas fortemente pigmentadas de negro. Bolsa copuladora é uma dilatação terminal desse duto, podendo ser encontrada em algumas preparações. As fêmeas de pulgas não penetrantes têm um estilete anal no segmento X, anteriormente ao ânus (Fig. 39.1)

Maiores detalhes sobre morfologia externa de pulgas podem ser encontrados em Costa Lima (1943) e Linardi & Guimarães (2000).

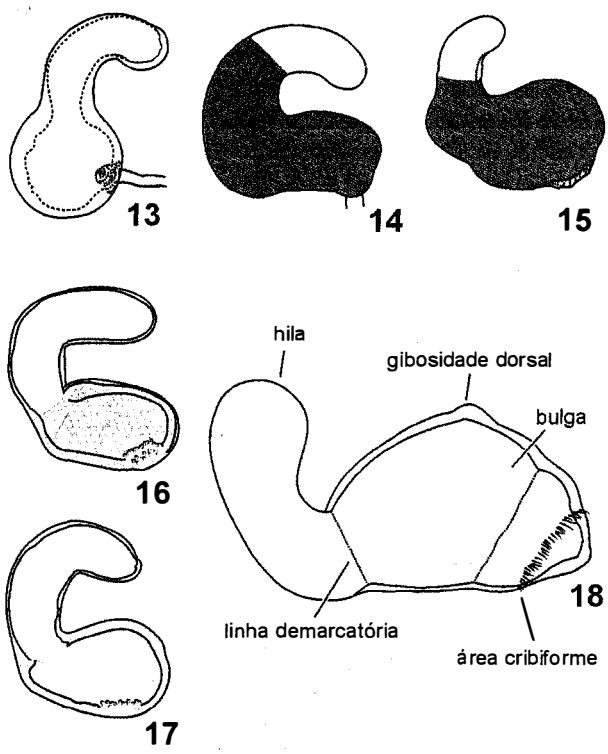
Imaturos. Ovos ovoides ou elipsoidais, esbranquiçados, medindo de 300 a 700 mm (Fig. 39.19), geralmente depositados nos ninhos dos hospedeiros. Larvas esbranquiçadas, eucéfalas, vermiformes, ápodes e cerdosas (Fig. 39.20), alimentam-se do excremento de pulgas adultas incorporados a detritos orgânicos e dejetos dos respectivos hospedeiros. Cabeça prognata. Antena localizada em um sulco. Aparelho bucal mastigador, com mandíbula, maxila, palpo maxilar dímero e palpo labial monômero. Passam por três ínstares larvais (L_1, L_2 e L_3), exceto *Tunga penetrans* (L.), com dois. L_1 com uma estrutura dorsal na cabeça, destinada a romper os ovos durante a eclosão. A fase de pré-pupa é de curta duração, tem forma de U e origina-se pelo dobramento da L_3 e posterior união de suas partes cefálica e anal. Pupas (Fig. 39.21) nuas ou encasuladas, revestidas por material orgânico produzido pelas glândulas salivares. É o estágio de resistência, em que o adulto pré-emergente geralmente permanece em seu interior.

Biologia. Os principais dados conhecidos sobre a biologia de sifonápteros é de *Ctenocephalides felis felis* (Bouché), ecto-parasitas de carnívoros domésticos, e de *Xenopsylla cheopis* (Rothschild), de roedores sinantrópicos. O ciclo desde o ovo até o adulto dura aproximadamente 25 a 30 dias, dependendo das condições de temperatura, umidade e alimentação obtida pelas larvas. O número de ovos colocados varia com a espécie e estado de nutrição das fêmeas: *X. cheopis* deposita cerca de 400 em toda a sua existência e *C. f. felis*, quase 1.800 durante um período de 50 dias. A eclosão ocorre entre 24 e 36 horas e é variável por espécie, indo desde 6,2% de sucesso de eclosão em *Polygenis tripus* (Jordan) (Cerqueira & Linardi 1979) a 74,2% em *C. f. felis* (Linardi *et al.* 1997).

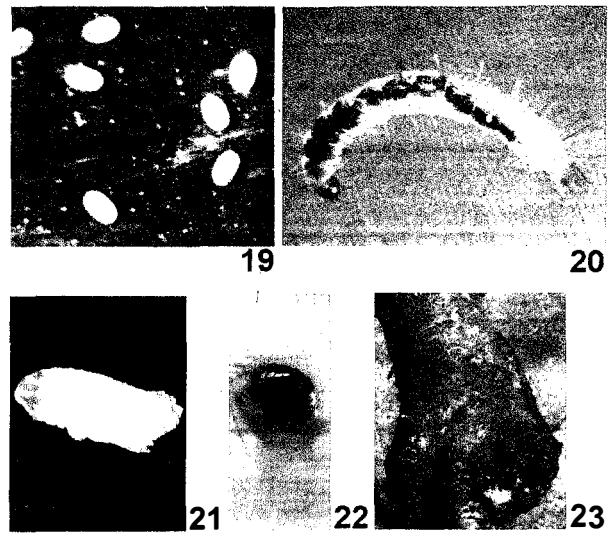
As larvas são geotaticamente positivas, fototaticamente negativas e tigmotaticamente positivas. Esse comportamento permite que encontrem locais seguros e escondidos para protegerem-se contra a dessecação. Orientam-se também para fontes úmidas, sugerindo algum tipo de resposta higrotáctica. Em consequência, mais de 80% das larvas de *C. f. felis* desenvolvem-se na base dos carpetes dos domicílios. Quando confinadas à areia, as larvas penetram até 2,3 mm, de modo a evitarem a luz.

Após uma curta fase de pré-pupa, em que o imaturo fica em forma de U, segue-se a pupa e, posteriormente, o adulto pré-emergente, que geralmente permanece dentro do casulo.

A emergência dos adultos é estimulada por pressão mecânica, como o deslocamento de hospedeiros nas proximidades, por pisoteio sobre os casulos ou por aquecimento



Figuras 39.13-18. Forma das espermatecas, fêmeas. **13**, *Pulex irritans* (L.); **14**, *Xenopsylla cheopis* (Rothschild); **15**, *X. brasiliensis* (Baker); **16**, *Ctenocephalides canis* (Curtis); **17**, *C. f. felis* (Bouché); **18**, *Polygenis (P.) tripus* (Jordan). Fonte: Linardi & Guimarães (2000).

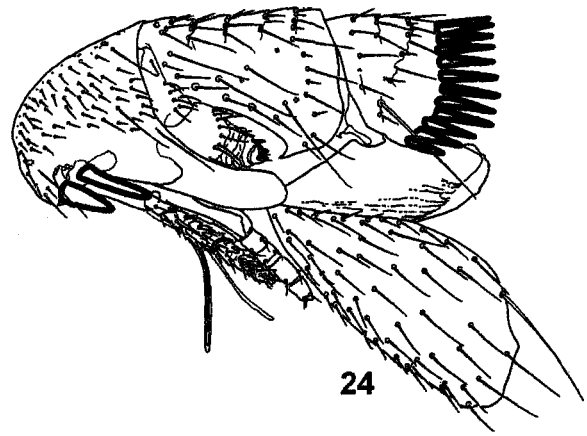


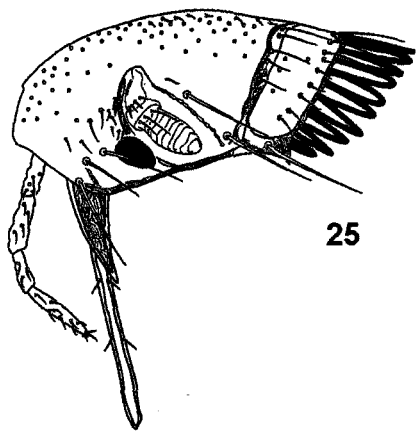
Figuras 39.19-23. Siphonaptera. **19-21**, *Ctenocephalides f. felis* (Bouché); **19**, ovos; **20**, larva (L_3); **21**, pupa; **22**, tecido de rato invadido por fêmea de *Tunga penetrans* (L.); **23**, Tungíase: lesões provocadas pela infestação fêmeas de *T. penetrans* no pé de um paciente altamente infestado.

de um dado hospedeiro assentado sobre eles. A abertura de portas ou janelas em ambientes fechados também favorece a emergência. A emergência das fêmeas em *C. f. felis* antecede a dos machos em aproximadamente uma semana (Linardi & Nagem 1972).

Os adultos são hematófagos, tanto machos quanto fêmeas, com o repasto se prolongando após a repleção para que o sangue extravasado sirva de alimento às larvas. Cada repasto dura cerca de 10 minutos, com duas a três refeições ao dia. Em *C. f. felis*, num período de 48 horas, fêmeas e machos aumentam o peso do corpo em 140% e 19%, respectivamente (Dryden & Rust 1994), com as fêmeas ingerindo diariamente uma média de quase 14 µl de sangue, o que corresponde a 15 vezes o seu peso corpóreo. O sangue do hospedeiro normal é digerido mais depressa que o dos hospedeiros não usuais e o aumento da temperatura acelera a digestão. Assim, o número de repastos estaria relacionado com a rapidez da digestão, que é governada pelas condições de temperatura.

Os estímulos responsáveis para que as pulgas encontrem seus hospedeiros são principalmente os visuais e os térmicos. Luz, dióxido de carbono e correntes de ar estimulam apenas a locomoção. Ademais, o encontro do hospedeiro é influenciado pela ação de certos produtos de excreção do hospedeiro sobre as estruturas olfatórias do sifonáptero.





Figuras 39.24-25. Cabeça.**24**, cabeça e protórax de *Hormopsylla fosteri* (Rothschild), macho; **25**, cabeça de *Nosopsyllus fasciatus* (Bosc). Fonte: 24, Tipton & Machado-Allison (1972); 25, Pinto (1930).

A longevidade dos adultos varia de acordo com a espécie e com as condições climáticas, e depende da situação alimentar. Em *C. f. felis* criadas em laboratório, a sobrevida foi de 30 e 19 dias quando alimentadas e em jejum, respectivamente (Linardi & Nagem 1972). Em colônias mantidas em gatos, a sobrevivência foi de 113 dias (Dryden 1989). O tempo que as pulgas despendem na ação parasitária apresenta três diferentes modalidades. 1. As que vivem sobre o corpo dos hospedeiros, com apenas as fêmeas penetrando sob sua pele. A penetração no corpo do hospedeiro pode incluir no hospedeiro a cabeça, tórax e alguns segmentos abdominais, levando ao crescimento do corpo e à formação de neosomas no hospedeiro (conjunto de fêmeas hipertrofiadas do parasito, além dos tecidos inflamatórios do hospedeiro), em virtude de alimentação permanente — o que ocorre em todas as espécies de *Tunga* Jarocki (Fig. 39.22) —; ou apenas as maxilas, deixando o tórax e o abdômen a descoberto— como ocorre em espécies de *Hectopsylla* Frauenfeld. 2. As que vivem sobre a pele e pelagem, alimentando-se intermitentemente dos hospedeiros, como a maioria das espécies conhecidas, entre elas, as dos gêneros *Ctenocephalides* Stiles & Collins, *Xenopsylla* Glienkiewicz e *Polygenis* Jordan. 3. As que só procuram os hospedeiros para exercerem a hematofagia, como as habitantes de ninhos e as encontradas no ambiente do hospedeiro, como *Pulex irritans* L. e as pulgas de aves.

Classificação. As classificações antigas consideravam duas subordens, Integricipita e Fracticipita. Considerando que no gênero *Chiastopsylla* Rothschild (Chimaeropsyllidae) a divisão integral da cabeça é variável por sexo, a classificação utilizando esse critério foi suprimida e passou a ser feita a partir das superfamílias. Duas dessas, Pulicoidea e Ceratophylloidea, já haviam sido consideradas por Hopkins & Rothschild (1953), além dos Rhopalopsylloidea, retiradas dos Ceratophylloidea (Johnson 1957). Hoje, a maioria das classificações reconhece cinco superfamílias, ainda que elas não sejam as mesmas para todos os autores. O número atual de famílias varia de 15 a 18, com algumas subfamílias sendo tratadas como famílias por alguns autores. Não há concordância entre as propostas e a classificação de Lewis (1998) é adotada aqui, nela incluindo-se Tungidae como família distinta, o que também é reconhecido por Smit (1987). As famílias de Siphonaptera são listadas a seguir, com o número de espécies e subespécies assinaladas no Brasil indicado entre parênteses. Duas delas, Pygiopsyllidae e Malacopsyllidae, ocorrem em países vizinhos e provavelmente serão registradas no Brasil.

Ceratophylloidea
- Ancistropsyllidae
- 1. Ceratophyllidae (1)
- 2. Ischnopsyllidae (5)
- 3. Leptopsyllidae (1)
- Xiphiopsyllidae

Hystrichopsylloidea
- Chimaeropsyllidae
- Coptopsyllidae
- 4. Ctenophthalmidae (5)
- Hystrichopsyllidae
- 5. [Pygiopsyllidae]
- 6. Stephanocircidae (1)

Malacopsylloidea
- 7. [Malacopsyllidae]
- 8. Rhopalopsyllidae (35)

Pulicoidea
- 9. Pulicidae (5)
- 10. Tungidae (7)

Vermipsylloidea
- Vermipsyllidae

Relações filogenéticas. Uma filogenia baseada em dados moleculares para determinar a posição de Siphonaptera com amostragem taxonômica relativamente pequena foi proposta por De la Cruz (2006). O resultado confirma Siphonaptera como um grupo monofilético, Boreidae como grupo-irmão de Siphonaptera e Nannochoristidae como a mais basal das famílias de Mecoptera amostradas, na seguinte topologia: (((Siphonaptera, Boreidae) Nannochoristidae) Diptera). A mesma autora também indica uma filogenia elaborada em dados morfológicos, suportada em apenas 20 caracteres cefálicos e torácicos para 14 famílias de Siphonaptera (excetuando-se Tungidae) (Fig. 39.26).

Relativamente à filogenia interna, Linardi & Guimarães (1993) propuseram uma nova classificação para Rhopalopsyllinae tomando por base estudos morfológicos, com novos táxons sendo reconhecidos ao nível de tribo, subtribo, gênero e subgênero.

Importância. As pulgas participam de diferentes elos na cadeia epidemiológica: são parasitos, propriamente ditos, vetores biológicos e hospedeiros invertebrados.

Como ectoparasitos, exercem: a) ação irritativa, como dermatite alérgica, os animais tornando-se irrequietos; b) ação espoliadora, que conduz à anemia face às altas infestações em animais de pequeno porte; c) ação inflamatória, causada principalmente por espécies que são penetrantes ou semipenetrantes e cujos orifícios deixados no corpo dos respectivos hospedeiros se tornam passíveis de infecção por agentes oportunistas. À infestação pela fêmea da pulga penetrante *Tunga*, dá-se o nome de tungíase, que pode provocar dificuldades de postura e de locomoção dos hospedeiros, necrose óssea e tendinose, e até perda dos dedos dos pés. Estudos sobre tungíase em comunidades brasileiras foram realizados por Heukelbach *et al.* (2004) no nordeste brasileiro e Carvalho *et al.* (2003) em Araruama, Rio de Janeiro.

Como vetores biológicos ou transmissores de agentes patogênicos, os sifonápteros são incriminados na transmissão de viroses (mixomatose), doenças bacterianas (tifo murino, bartonelose, salmoneloses, tularemia, peste), protozooses (tripanossomíases) e helmintoses (himenolepíases, dilepidiose, filarioses, infecções por tilenquídeos).

Como hospedeiros de invertebrados, as pulgas podem ser infectadas ou infestadas por artrópodes. Alguns parasitoides, como larvas de Chalcidoidea (Hymenoptera), têm sido observados em certas espécies de pulgas. Algumas espécies de ácaros também têm sido encontradas em associação com espécies de pulgas, quer em foresia, quer no interior da cavidade geral. Infestações naturais de *Polygenis tripus* por *Rhizoglyphus echinopus* (Fumouze & Robin) foram constatadas em Belo Horizonte.

A literatura contém ainda vários registros de outros parasitos em pulgas, como *Bacillus thuringiensis* Berliner, *Beauveria bassiana* (Balsamo-Criveli), *Escherichia coli* Escherich, *Hepatozoon erhardovae* Krampitz, *Nosema* sp. e gregarinas. Vários organismos endossimbiontes, incluindo vírus, bactérias (inclusive riquétsias e espiroquetas), fungos, protozoários, nematódeos e cestódeos foram reportados para 60 espécies de pulgas, desenvolvendo ações mutualísticas, comensalísticas ou parasíticas e, salvo poucas exceções, pouco se conhece sobre sua prevalência, biologia e grau de patogenicidade para as populações naturais de pulgas.

Coleta e fixação. Cada grupo de hospedeiro merece tratamento especial no que diz respeito à captura, com a inspeção devendo-se estender aos diferentes sítios do corpo dos vertebrados. As pulgas devem ser retiradas do hospedeiro logo após sua captura ou morte, já que certas espécies abandonam o hospedeiro, provavelmente devido ao estresse e contrações da pele, bem como a queda de temperatura. Por tais razões, a retirada das pulgas deve ser feita no próprio local de captura dos hospedeiros. Quando mortos, é conveniente envolver os hospedeiros em sacos de plástico, de modo a impedir a fuga das pulgas. Os sacos com hospedeiros poderão ser acondicionados em geladeira, de modo a imobilizá-las e facilitar a colheita, sobretudo por meio de penteação ou escovação da pelagem. A imersão do hospedeiro em água em um vasilhame branco permite o desprendimento das pulgas que, passando para o meio aquoso, são colhidas em papel de filtro. Quando não for necessária a morte dos hospedeiros, eles devem ser anestesiados no interior de frascos contendo éter sulfúrico ou clorofórmio, ou com o uso de anestésico intravenoso. Após a aplicação tópica de anestésico, a pelagem deve ser penteada, especialmente com um pente fino comum (usado para controle de pediculose) ou escovada (com escova dental comum), dela retirando-se as pulgas.

Os ninhos e tocas dos animais (roedores, tatus) e o guano (morcegos) podem ser examinados por meio de sondas construídas por discos de lata acoplados a cabos de madeira, capazes de recolher um pouco de seu conteúdo, que pode incluir formas imaturas. Em alguns desses ambientes, os insetos são recolhidos usando-se aspiradores ou animais sentinelas (ratos albinos), bem como introduzindo-se gás carbônico. Em habitações, as pulgas podem ser colhidas com armadilhas luminosas contendo uma chama de vela ou lamparina (fototaxia

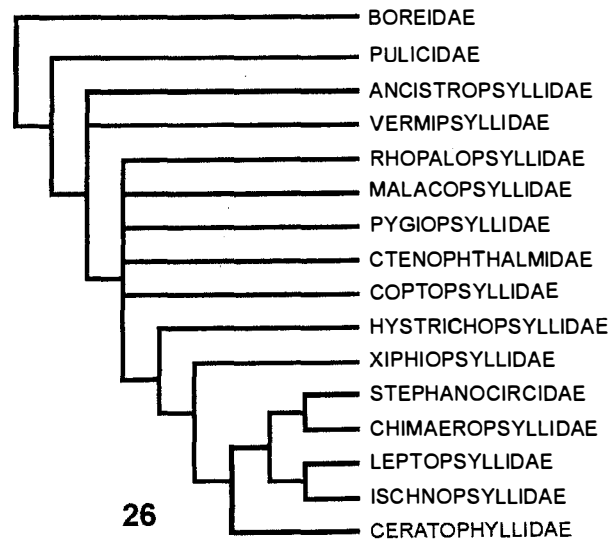


Figura 39.26. Cladograma de afinidades entre as famílias de Siphonaptera, baseado em dados morfológicos. Fonte: De la Cruz (2006).

positiva), colocada sobre um tijolo adequadamente imerso em um vasilhame com água, em ambiente escuro.

A preservação de pulgas é feita em álcool 70% a 80%. Recomenda-se a troca periódica do líquido, a fim de evitar danos por evaporação do álcool. Para preservação por mais de um ano, é conveniente adicionar glicerina ao álcool. A montagem definitiva deve ser feita em bálsamo do Canadá, entre lâmina e lamínula, após diafanização em potassa a 10% (a frio), lavagem, desidratação em série crescente de álcoois e clarificação em creosoto de Faia (pelo menos 24 horas). As lâminas devem permanecer em estufa por algumas horas ou dias para secagem do bálsamo e acondicionadas horizontalmente.

Chave para as famílias de Siphonaptera

1. Tergitos torácicos em seu conjunto mais longos que o primeiro tergito abdominal. Fêmeas não penetrantes. Sensor com mais de 16 fossetas de cada lado. Cerdas antessensoriais (= antessensiliais) presentes. Fêmeas com estiletes anais (Fig. 39.1) **2**

— Tergitos torácicos em seu conjunto mais curtos que o primeiro tergito abdominal. Fêmeas penetrantes ou semipenetrantes. Sensor com oito fossetas de cada lado. Cerdas antessensoriais ausentes (Fig. 39.7). Fêmeas sem estiletes anais ..... **10. Tungidae**

2(1). Região anterior da cabeça semelhante a um capacete, bordejada posteriormente por um ctenídio (Fig. 39.4) ..... **6. Stephanocircidae**

— Região anterior da cabeça diferente **3**

3(2). Cabeça com um par de ctenídios na parte ântero-ventral da região pré-antenal (gena) e formado, cada um, por dois (raramente três) dentes (Fig. 39.24) ..... **2. Ischnopsyllidae**

— Cabeça com ou sem ctenídio, quando presente, o ctenídio em posição diferente ou com maior número de dentes **4**

4(3). Coxa posterior com um grupo de pequenas cerdas espiniformes na face interna (Fig. 39.1) ..... **9. Pulicidae**

— Coxa posterior sem cerdas espiniformes na face interna **5**

5(4). Ctenídios em vários tergitos abdominais ..... **5. [Pygiopsyllidae]**

— Tergitos abdominais sem ctenídios **6**

6(5). Cabeça sem ctenídio. Regiões anterior e posterior da cabeça não separadas por sulco interantenal, evidenciando o falx (integricipita) (Fig. 39.3) **7**

— Cabeça com ctenídio. Regiões anterior e posterior da cabeça separadas por sulco interantenal (fracticipita) (Fig. 39.5) ... **9**

7(6). Ctenídio pronotal presente, com vários dentes (Fig. 39.25). Duas cerdas antessensoriais, por vezes de comprimentos diferentes ..... **1. Ceratophyllidae**

— Pronoto sem ctenídios (exceções são os gêneros *Scolopsyllus* Mendez e *Phthiropsylla* Wagner, que não são assinalados para o Brasil). Duas cerdas antessensoriais de igual comprimento **8**

8(7). Tubérculo frontal presente (Fig. 39.3). Quinto tarsômero posterior mais curto que o primeiro. Tarsômeros com quatro (raramente três) pares de cerdas laterais plantares (Fig. 39.6) ..... **8. Rhopalopsyllidae**

— Tubérculo frontal ausente. Quinto tarsômero posterior mais longo ou pelo menos igual aos precedentes. Todos tarsômeros com cinco pares de cerdas laterais plantares ..... **7. [Malacopsyllidae]**

9(6). Ctenídio genal vertical, paralelo ao pronotal (Fig. 39.5). Duas cerdas espiniformes em forma de gancho próximas à borda anterior da cabeça (Fig. 39.5) ..... **3. Leptopsyllidae**

— Ctenídio genal inclinado. Sem cerdas espiniformes na região anterior da cabeça ..... **4. Ctenophthalmidae**

1. Ceratophyllidae. É a família mais expressiva em número de espécies na região Neártica e apenas *Nosopsyllus fasciatus* (Bosc) (Fig. 39.25) ocorre no Brasil. Dada sua ampla distribuição e a preferência por roedores sinantrópicos, vários autores relacionam-na com a transmissão do tifo murino, tripanossomos do grupo *lewisi*, peste bubônica, himenolepíases e outros patógenos.

2. Ischnopsyllidae. Ectoparasitos exclusivos de morcegos, com cinco gêneros e cinco espécies assinaladas para o Brasil (Tab. I).

3. Leptopsyllidae. Apenas *Leptopsylla segnis* (Schönherr) ocorre no Brasil. Os hospedeiros são roedores sinantrópicos, particularmente o camundongo. *Mus musculus* L. tem sido apontada como vetor de *Yersinia pestis* (Yersin), *Rickettsia mooseri* Monteiro (= *R. typhi*), *Francisella tularensis* (Mc Coy & Chapin), *Herpetomonas ctenopsfllae* Laveran & Franchini e *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi).

4. Ctenophthalmidae. Representada no Brasil por *Adoratopsylla* Ewing, subdividido em dois subgêneros, *A.* (*Adoratopsylla*) e A. (*Tritopsylla*) Cunha (Tab. 39.1).

5. [Pygiopsyllidae]. Provavelmente será registrada para o Brasil. *Ctenidiosomus* Jordan foi registrado em países vizinhos — Equador, Peru e Colômbia —, infestando marsupiais e roedores silvestres.

6. Stephanocircidae. A família está bem representada na região Neotropical, mas apenas *Craneopsylla minerva minerva* (Rothschild) (Fig. 39.4) foi assinalada no Brasil. A relação fêmea/macho é de aproximadamente 2,5:1. Na zona endêmica de peste do nordeste brasileiro, essa espécie representa 2,0% de todos os registros obtidos sobre animais silvestres (Guimarães 1972). A subespécie *C. minerva wolffhuegeli* (Rothschild), de ocorrência na Argentina, provavelmente ocorre no sul do Brasil, dada a continuidade de domínios morfoclimáticos e a existência de hospedeiros comuns.

7. [Malacopsyllidae]. Provavelmente será registrada para o Brasil. Dois gêneros monotípicos, *Malacopsylla* Weyenbergh e *Phthiropsylla*, foram registrados parasitando edentados e carnívoros na Argentina.

8. Rhopalopsyllidae. Esta família é constituída pelas duas subfamílias Rhopalopsyllinae e Parapsyllinae. A segunda, salvo certas espécies encontradas em aves australianas, africanas e das ilhas Falkland, é sul-americana em origem e parasita

especialmente caviomorfos nas regiões andinas, com oito gêneros conhecidos. Rhopalopsyllinae ocorre apenas nas Américas, sendo essencialmente Neotropical e predominantemente sul-americana, com oito gêneros conhecidos— *Rhopalopsyllus* Baker, *Tiamastus* Jordan, *Polygenis*, *Scolopsyllus*, *Ayeshaepsylla* Smit, *Gephyropsylla* Barrera, *Hechtiella* Barrera e *Neotropsylla* Linardi. Gêneros e espécies que ocorrem no Brasil estão listados na Tab.39.1. Chaves para separação de subfamílias, tribos, subtribos e gêneros são encontradas em Linardi & Guimarães (1993, 2000). Chave para identificação de espécies, em Johnson (1957), Smit (1987) e Linardi & Guimarães (2000). *Polygenis* é o gênero mais rico no Brasil, com 19 espécies e subespécies conhecidas; distribui-se do Amapá a Santa Catarina e há espécies envolvidas na manutenção da peste entre roedores silvestres.

9. Pulicidae. Infestam vários hospedeiros, mas essencialmente animais domésticos e, sobretudo, carnívoros e roedores sinantrópicos. Do ponto de vista epidemiológico, é a família mais importante de pulgas em virtude dos agentes etiológicos que podem transmitir. No Brasil, está representada por três gêneros, *Pulex* L., *Xenopsylla* e *Ctenocephalides*, englobando cinco espécies (Tab. 39.1), todas cosmopolitas, exceto *X. brasiliensis* (Baker). *Pulex irritans* é comum em hospedeiros urbanos, sendo, todavia, mais frequente fora deles, em especial nas habitações humanas. *Xenopsylla cheopis* é a mais susceptível à infecção pelo bacilo da peste e desenvolve mais facilmente e com maior rapidez o bloqueio do proventrículo, razão pela qual é considerada a mais eficiente vetor do agente infeccioso causador da peste. Consequentemente, é a espécie melhor estudada do ponto de vista biológico. *X. brasiliensis* também é incriminada como boa transmissora de peste urbana dos roedores sinantrópicos para o homem. *C. f. felis* é bem disseminada no Brasil e comum em cães. *C. canis* (Curtis) é mais rara. Chaves para gêneros e espécies podem ser encontradas em Hopkins & Rothschild (1953), Johnson (1957) e Linardi & Guimarães (2000).

10. Tungidae. Chaves para os gêneros e espécies de Tungidae estão disponíveis em Hopkins & Rothschild (1953), Johnson (1957) e Linardi & Guimarães (2000). Está dividida em duas subfamílias:

Chave para subfamílias de Tungidae

1. Ângulo ântero-distal da coxa posterior conspícuo, projetando-se para baixo como um largo dente (Fig. 39.8). Fêmur posterior sem protuberância dentiforme junto à base. Maxila não se estendendo além da margem ventral da cabeça. Fêmeas penetrantes, com os espiráculos dos segmentos abdominais II-IV diminutos ou rudimentares e aqueles dos segmentos V-VIII, muito desenvolvidos (Fig. 39.7) ..... **Tunginae**

— Coxa posterior sem dente ântero-distal. Fêmur posterior com protuberância dentiforme junto à base (Fig. 39.9). Maxila situada abaixo da margem ventral da cabeça. Fêmeas semipenetrantes, com os espiráculos abdominais II-VII de igual tamanho e um pouco maiores que aquele do metepímero ..... **Hectopsyllinae**

Tunginae. Tem cinco espécies em *Tunga* (Tab. 39.1). Admite-se que a área de distribuição original para a espécie mais conhecida, *T. penetrans*, tenha sido as partes tropicais e subtropicais do continente sul-americano e Antilhas. *T. terasma* Jordan ocorre no Brasil e Paraguai. *T. travassosi* Pinto & Dreifus, *T. bondari* Wagner e *T. caecata* (Enderlein) são conhecidas apenas de fêmeas.

Hectopsyllinae. Há duas espécies em *Hectopsylla* Frauenfeld (Tab. 39.1). Fêmeas de *H. pulex* (Haller) são encontradas aderidas por suas maxilas aos quirópteros e os machos têm sido coletados exclusivamente em guano de morcegos, associados a espécies de Molossidae, na Colômbia e no Panamá (Hastriter & Méndez 2000). No Brasil, Esbérard (2001) observou uma prevalência média de 8,1%, com as pulgas aderindo-se preferencialmente na cabeça dos morcegos.

Referências bibliográficas

Carvalho, R.A.; A.B. Almeida; S.C. Barbosa-Silva; M. Amorim; P.C. Ribeiro & N.M. Serra-Freire 2003. The patterns of tungiasis in Araruama township, State of Rio de Janeiro, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 98(1): 31-36.

Cerqueira, E.J.L. & P.M. Linardi 1979. Ciclo evolutivo de *Polygenis tripus* (Jordan, 1933) em laboratório, com descrição da larva (Siphonaptera, Rhopalopsyllidae). **Revista Brasileira de Biologia** 39(2): 419-423.

De la Cruz, K.D. 2006. Fleas of the World. <http://fleasoftheworld.byu.edu/index.htm>. Acesso: 24/ago/2006.

Dryden, M.W. 1989. Host association, on-host longevity and egg production of *Ctenocephalides felis felis*. **Veterinary Parasitology** 34: 117-122.

Dryden, M.W. & M.K. Rust 1994. The cat flea: biology, ecology and control. **Veterinary Parasitology** 52: 1-19.

Esbérard, C. 2001. Infestation of *Rhynchopsyllus pulex* (Siphonaptera: Tungidae) on *Molossus molossus* (Chiroptera) in southestern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 96(8): 1169-1170.

Guimarães, L.R. 1972. Contribuição à epidemiologia da peste endêmica no nordeste do Brasil e estado da Bahia. Estudo das pulgas encontradas nessa região. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais** 24(1/4): 95-163.

Hastriter, M.W. & E. Méndez 2000. A review of the flea genus *Hectopsylla* Frauenfeld and *Rhynchopsyllus* Haller (Siphonaptera, Pulicidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 100(3): 613-624.

Heukelbach, J.; S. Franck & H. Feldmeier 2004. High attack rate of *Tunga penetrans* (Linnaeus, 1758) infestation in an impoverished Brazilian community. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Higiene** 98: 431-434.

Hopkins, G.H.E. & M. Rothschild 1953. **An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Vol. I. Tungidae and Pulicidae.** London, British Museum (Natural History), xv + 361 p., 45 pl.

Johnson, P.T. 1957. A classification of the Siphonaptera of South America with descriptions of new species. **Memoirs of Entomological Society of Washington** 5: 1-298.

Lewis, R.E. 1998. Resumé of Siphonaptera (Insecta) of the world. **Journal of Medical Entomology** 35(4): 377-389.

Lewis, R.E. 2000. Flea News. <http://www.ent.iastate.edu/FleaNews/aboutfleanews.html>. Acesso: 24/ago/2006.

Costa Lima, A.C. 1943. Suctoria, p. 17-71, *In:* **Insetos do Brasil**. 4º. Tomo. Rio de Janeiro, Escola Nacional de Agronomia, 141 p.

Linardi, P.M. 1977. Relações pulgas/roedores observadas nos municípios de Salesópolis e Itapetininga, SP. **Boletim do Museu de História Natural UFMG, Zoologia** 23: 1-23.

Linardi, P.M. & L.R. Guimarães 1993. Systematic review of genera and subgenera of Rhopalopsyllinae (Siphonaptera: Rhopalopsyllidae) by phenetic and cladistic methods. **Journal of Medical Entomology** 30(1): 161-170.

Linardi, P.M. & L.R. Guimarães 2000. **Sifonápteros do Brasil.** São Paulo, Editora Museu de Zoologia USP/FAPESP 291 p., 365 figs.

Linardi, P.M. & R.L. Nagem 1972. Observações sobre o ciclo evolutivo de *Ctenocephalides felis* (Bouché, 1835) (Siphonaptera, Pulicidae) e sua sobrevida fora do hospedeiro. **Boletim do Museu de História Natural UFMG, Zoologia** 3: 1-22.

Linardi, P.M.; M. De Maria & J.R. Botelho 1997. Effects of larval nutrition on the postembryonic development of *Ctenocephalides felis felis* (Siphonaptera: Pulicidae). **Journal of Medical Entomology** 34(4): 494-497.

Pinto, C. 1930. **Arthrópodes Parasitos e Transmissores de Doenças.** Rio de Janeiro, Pimenta de Mello & C., 395 p.

Smit, F.G.A.M. 1987. **An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), Vol. VII. Malacopsylloidea.** Oxford & London, Oxford University Press, 380 p., 5 pl.

Tipton, V.J. & C.E. Machado-Allison 1972. **Fleas of Venezuela.** Brigham Young University, Provo, Utah, 115 p.

Zoological Institute Flea Home Page 2004. Fleas (Siphonaptera). <http://www.zin.ru/. Animalia/Siphonaptera/index.htm>. Acesso: 24/ago/2006.

Tabela 39.1. Espécies de pulgas registradas para o Brasil e respectivos hospedeiros.

Família / Espécies	Principais Hospedeiros
Tungidae: Tunginae	
Tunga bondari Wagner	Tamanduás
Tunga caecata (Enderlein)	Roedores sinantrópicos
Tunga penetrans (L.)	Homem, suínos, bovinos, canídeos, felídeos e tatus
Tunga terasma Jord.	Tatus
Tunga travassosi Pinto & Dreyfus	Tatus
Tungidae: Hectopsyllinae	
Hectopsylla psittaci Frauenfeld	Aves
Hectopsylla pulex (Haller)	Morcegos
Stephanocircidae	
Craneopsylla minerva minerva (Roth.)	Roedores silvestres e marsupiais
Ischnopsyllidae	
Hormopsylla fosteri (Roth.)	Morcegos Molossidae e Phyllostomidae
Myodopsylla w. wolffsohni (Roth.)	Essencialmente morcegos Vespertilionidae
Ptilopsylla leptina (Jord. & Roth.)	Morcegos Molossidae e Phyllostomidae
Sternopsylla distincta distincta (Roth.)	Morcegos Molossidae
Rothschildopsylla noctilionis (Lima)	Morcegos Noctilionidae
Pulicidae	
Pulex irritans (L.) *	Homem, carnívoros, marsupiais, roedores
Xenopsylla brasiliensis (Baker)	Especialmente roedores sinantrópicos
Xenopsylla cheopis (Roth.)	Roedores sinantrópicos e comensais
Ctenocephalides canis (Curtis)**	Cães, gatos
Ctenocephalides felis felis (Bouché)**	Cães, gatos, marsupiais, roedores

Tabela 39.1 (cont.).

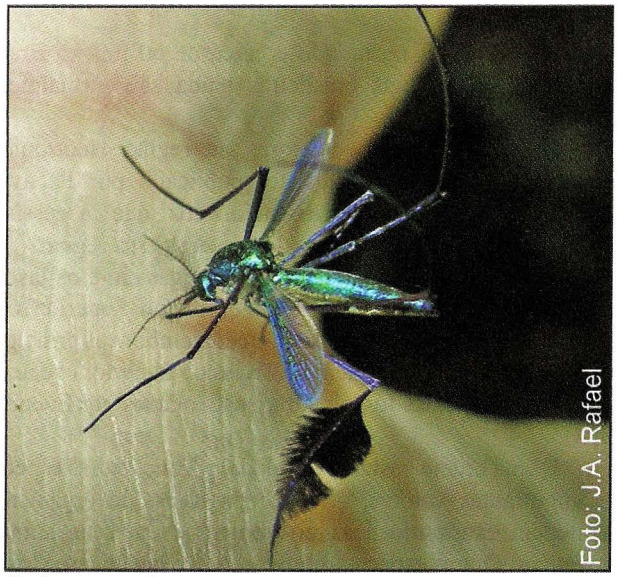
Ceratophyllidae	
Nosopsyllus fasciatus (Bosc)	Murídeos sinantrópicos
Rhopalopsyllidae: Rhopalopsyllinae	
Rhopalopsyllus australis australis (Roth.)	*Dasyprocta fuliginosa* Wagler (cutia)
Rhopalopsyllus a. tamoyus Jord. & Roth.	Roedores, carnívoros, xenartros
Rhopalopsyllus a. tupiniquinus Guimarães	Carnívoros silvestres
Rhopalopsyllus a. tupinus Jord. & Roth.	Roedores silvestres
Rhopalopsyllus crypturi Wagner	Ave (registro acidental). Provavelmente cotias
Rhopalopsyllus garbei Guimarães	*Myoprocta acouchy* (cotiara-vermelha)
Rhopalopsyllus l. lugubris Jord. & Roth.,	Roedores, marsupiais
Rhopalopsyllus lutzi lutzi (Baker)***	Tatus, marsupiais, roedores, carnívoros
Rhopalopsyllus saevus Jord. & Roth.	Tatus, cutias
Neotropsylla guimaraesi (Linardi)	*Calomys* sp.
Gephyropsylla k. klagesi (Roth.)	*Proechimys* Allen (Echymiidae)
Gephyropsylla k. samuelis (Jord. & Roth.)	*Proechimys* (Echymiidae)
Hechtiella lakoi (Guimarães)	*Proechimys* (Echymiidae)
Hechtiella nitidus (Johnson)	*Proechimys* (Echymiidae)
Hechtiella lopesi Guimarães & Linardi	*Proechimys* (Echymiidae)
Polygenis (P.) acodontis (Jord. & Roth.)	Rodentia Sciuridae: *Guerlinguetus aestuans* (L.)
P. (P.) adelus (Jord. & Roth.)	Rodentia: Sigmodontinae
P. (P.) axius axius (Jord. & Roth.)	Rodentia: Sigmodontinae
P. (P.) axius pessoai Guimarães	Rodentia: Sigmodontinae
P. (P.) axius proximus Guimarães	Rodentia: Sigmodontinae
P. (P.) b. bohlsi (Wagner)	Rodentia Sigmodontinae
P. (P.) bohlsi jordani (Lima)	Rodentia e Marsupialia
P. (P.) occidentalis occidentalis (Cunha)	Roedores, marsupiais, tatus, carnívoros
P. (P.) occidentalis stegamus (Jd. & Roth.)	Rodentia Sigmodontinae: *Rhipidomys* Tschudi
P. (P.) platensis platensis (Jord. & Roth.)	Rodentia Caviidae: *Ctenomys* Blainville
P. (P.) rimatus (Jord.)	*Akodon* e *Oryzomys* (Rodentia: Sigmodontinae)
P. (P.) roberti roberti (Roth.)	Rodentia Sigmodontinae: *Oryzomys*
P. (P.) roberti beebei (Fox)	Rodentia Sigmodontinae: *Oryzomys*
P. (P.) tripopsis Guimarães	Rodentia Sigmodontinae: *Oryzomys*
P. (P.) tripus (Jord.)	Rodentia Sigmodontinae: *Akodon* e *Oryzomys*
Polygenis (Neopolygenis) atopus (J. & R.)	Rodentia Sigmodontinae: *Akodon* e Marsupialia
P. (N.) dentei Guimarães	Rodentia Sigmodontinae: *Akodon, Oxymycterus*
P. (N.) frustratus Johnson	Rodentia Sigmodontinae
P. (N.) pradoi (Wagner)	Rodentia Sigmodontinae: *Akodon*
P. (N.) pygaerus (Wagner)	Rodentia Sigmodontinae: *Akodon*
Leptopsyllidae	
Leptopsylla segnis (Schönherr)	Roedores sinantrópicos
Ctenophthalmidae	
Adoratopsylla (A.) a. antiquorum (Roth.)	Marsupiais e roedores
A. (A.) antiquorum ronnai Guimarães	Marsupiais
A. (A.) bisetosa Ewing	*Monodelphis brevicaudata* (Erxleben) (catita)
A. (Tritopsylla) i. intermedia (Wagner)	Marsupiais e roedores
A. (T.) sinuata Guimarães	*Philander opossum* (L.) (cuíca-de-quatro-olhos)

* Frequentemente encontrada em habitações; ** Livre, em habitações; *** Fora de hospedeiros, em ninhos.

Capítulo 40

DIPTERA

Claudio J. B. de Carvalho
José Albertino Rafael
Márcia Souto Couri
Vera Cristina Silva



Culicidae: *Sabethes* sp.

Mydidae: *Protomydas coerulescens*

Calliphoridae: *Mesembrinella* sp.

Pyrgotidae: *Leptopyrgota* sp.

DIPTERA Linnaeus, 1758

Claudio J. B. de Carvalho
José Albertino Rafael
Márcia Souto Couri
Vera Cristina Silva

Diptera: *di* = duas, *pteron* = asa. Refere-se ao número de asas funcionais encontradas, apenas um par anterior, em quase todos os membros adultos.

Diagnose. Endopterigotos com um par de asas funcionais membranosas no mesonoto (ausente secundariamente em poucas espécies), asas posteriores reduzidas a halteres; protórax e metatórax muito reduzidos. Adultos com peças bucais sugadoras, frequentemente adaptadas para perfurar. Larva ápode. Pupa adéctica, obtecta ou exarata, esta inclusa em pupário (modificação do último tegumento larval).

Introdução

Os dípteros são insetos comuns, com muitas espécies relacionadas ao homem e no Brasil, pela grande área geográfica e riqueza linguística, receberam uma grande variedade de nomes. Moscas e mosquitos são os nomes mais conhecidos e mais generalizados, mas outros nomes menos comuns como butucas ou mutucas, carapanãs, pernilongos, maruins, mosca-do-berne, piolho da abelha, piuns ou borrachudos referem-se a grupos particulares de famílias dentro da ordem.

Os dípteros estão entre as quatro ordens megadiversas de insetos holometábolos e, entre elas, é a melhor inventariada, com catálogos taxonômicos para todas as regiões biogeográficas. Compreendem atualmente cerca de 153.000 espécies descritas (sem incluir as conhecidas de fósseis) em cerca de 160 famílias (Thompson 2008). A ordem compreende de 10 a 15% de toda a biodiversidade mundial (Yeates *et al.* 2007). Por outro lado, o número de espécies descritas ainda é incipiente — existe concordância que a ordem é pouco conhecida e o número de espécies ainda não descritas é extremamente alto, em especial em algumas áreas (Brown *et al.* 2009).

Na região Neotropical, são reconhecidas mais de 31 mil espécies em 118 famílias (Amorim 2009b). No Brasil, estão presentes cerca de 8.700 espécies. Esse conhecimento ainda é incipiente devido principalmente a uma alta riqueza associada a um número proporcionalmente pequeno de taxonomistas para estudá-la (Rafael *et al.* 2009). Estima-se haver cerca de 400 mil espécies no mundo e cerca de 60 mil no Brasil. Muitas regiões remotas brasileiras ainda são virtualmente inexploradas.

Um histórico dos coletores na região Neotropical, inclusive no Brasil, até 1905 foi publicado por Papavero (1971b, 1973), referência essencial aos que necessitam informação de antigos coletores de Diptera nessa região.

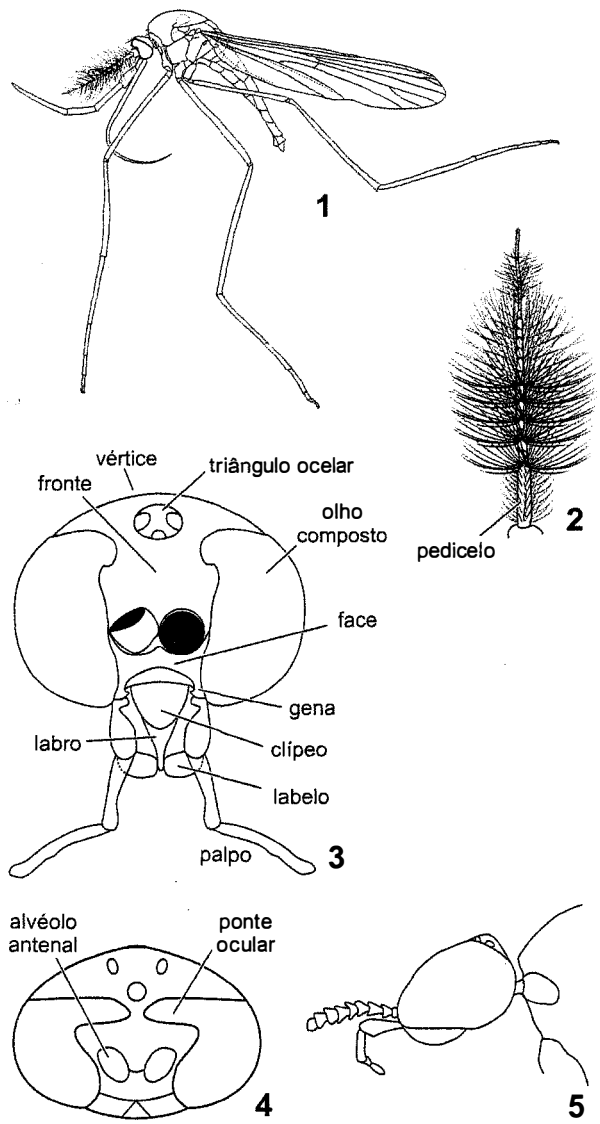
Diptera é uma das ordens mais antigas entre os insetos holometábolos. A sua origem é do Permiano Superior, com grande diversificação no Triássico Médio, embora as principais linhagens tenham se originado no Triássico Superior (Yeates *et al.* 2007). As espécies fósseis foram catalogadas por Evenhuis (1994).

É uma ordem bastante estudada, porque muitas espécies são importantes vetores, ativos e passivos, de organismos que podem causar doenças no homem e em seus animais domésticos. Outras espécies, entretanto, são benéficas. Moscas predadoras e parasitoides atuam naturalmente no controle populacional de outras espécies, podendo ser utilizadas como agentes de controle biológico de pragas. Há espécies que foram importantes na compreensão de processos genéticos, como *Drosophila melanogaster* Meigen (Drosophilidae), uma das espécies melhor estudadas desde os primórdios do século XX.

Morfologia (adultos) (Fig. 40.1). O comprimento dos adultos varia de 0,5 mm, em alguns Ceratopogonidae, a 60 mm, em alguns Mydidae sul-americanos. Na cabeça (Figs. 40.3-5), são encontrados os olhos compostos, que podem ser holópticos ou dicópticos, gena, subgena, vértice, fronte, face, clípeo e pós-crânio, incluindo occipício e pós-gena. Possui como apêndices antenas e peças bucais. As antenas (Figs. 40.2, 29, 32-35, 40, 69) variam bastante entre as famílias. Podem ser multiarticuladas, com um número grande de flagelômeros semelhantes entre si na forma, nos grupos mais próximos da base de Diptera (Fig. 40.2). Nos grupos mais distantes da base, geralmente existem maiores diferenças entre os artículos e o flagelo, geralmente desenvolvido com um estilo apical (Figs. 40.29, 32) ou uma arista dorsal (Figs. 40.40, 69), estruturas

modificadas do último flagelômero. As peças bucais formam a probóscide, um órgão de sucção. São basicamente de dois tipos: sugador, encontrado em dípteros hematófagos e predadores, e sugador-lambedor, não perfurante, encontrado, por exemplo, em *Musca domestica* L. (Muscidae). Entretanto, existe uma considerável variação de estrutura e função entre esses dois tipos principais de aparelho bucal.

O tórax (Figs. 40.6-7) possui o pro e o metatórax pouco e o mesotórax muito desenvolvido, em função do desenvolvimento dos músculos utilizados para o voo. A mesopleura (Fig. 40.6) está subdividida por suturas pleurais em anepisterno, catepisterno, anepímero e catepímero. As pernas têm as mesmas subdivisões dos demais insetos, com tarsos pentâmeros. São bastante variáveis, com diversos caracteres de importância taxonômica, como presença ou ausência de espinhos tibiais apicais (Figs. 40.8-9). Em grupos



Figuras 40.1-5. Grupos basais de Diptera, hábito geral e morfologia da cabeça. **1**. Culicidae, *Toxorhynchites* sp., macho, hábito geral; **2**, Culicidae, *Toxorhynchites* sp., antena do macho; **3**, Mycetophiloidea, cabeça, vf; **4**, Sciaridae, cabeça esquemática, vd; **5**, Bibionidae, cabeça esquemática, vl.

essencialmente predadores, como Asilidae e Dolichopodidae, por exemplo, ocorrem modificações para a apreensão da presa. O empódio, entre as garras no último tarsômero, pode estar ausente, ser cerdiforme (Fig. 40.42) ou pulviliforme (Fig. 40.43).

Apenas o par de asas mesotorácicas é funcional e desenvolvido. Alguns dípteros possuem lobos basais no lado posterior da asa, chamados de caliptra. A venação das asas (Figs. 40.10, 44) varia consideravelmente e é de grande valor taxonômico. Nas famílias apicais, há desaparecimento ou fusão de veias, com uma redução em seu número. A terminologia adotada aqui segue o Capítulo 2, de Morfologia Externa. Na Tab. 40.1, apresentamos a equivalência entre os sistemas de nomenclatura para as veias longitudinais. As veias transversais e as células são as mesmas da terminologia de Cumming & Wood (2009).

A asa posterior, metatorácica, é modificada em uma estrutura chamada halter (ou balancim), órgão especializado para a função de equilíbrio, conferindo estabilidade durante o voo.

O abdômen é composto primariamente por 11 segmentos. Lateralmente estão os espiráculos, com redução em número na maioria das famílias. Os segmentos basais são chamados de pré-abdômen e os distais de pós-abdômen, ou terminália. A distinção entre os segmentos basais e distais é mais evidente nos grupos apicais. O último segmento abdominal apresenta apêndices chamados de cercos, onde se localiza a abertura anal, chamada de proctiger. Na fêmea, a abertura genital está localizada entre os esternitos VII e IX dependendo do grupo. O edeago, órgão copulador masculino, está localizado atrás do esternito IX. A terminália possui segmentos modificados para a cópula e a oviposição.

Imaturos. O ciclo de vida de ovo a adulto varia de cerca de 30 dias ou menos, como em diversas espécies de Calyptratae, até muitos anos, como em espécies de Chironomidae que ocorrem na Antártica. As larvas são extremamente variáveis em forma, estrutura e ocupação de hábitats. Não possuem pernas verdadeiras. São encontradas em virtualmente todos os tipos de ambientes. Cerca da metade das espécies é aquática, especialmente entre os Diptera basais, as demais vivendo em ambientes úmidos (Guimarães & Amorim 2006). A maioria das larvas é decompositora em ambientes aquáticos ou semiaquáticos, mas muitas são predadoras. As espécies parasitoides possuem a fase ativa no primeiro ínstar larval passando por hipermetamorfose. A larva planidiforme utiliza os espinhos ou cerdas do corpo para auxiliar na locomoção até encontrar o hospedeiro. Existem espécies cujas larvas se desenvolvem em tecidos vegetais (como em Agromyzidae e Tephritidae), algumas causando galhas (Cecidomyiidae). Diversas espécies possuem hábitos bastante peculiares. Por exemplo, espécies de Ephydridae são abundantes em lagos com alta concentração salina ou em meios peculiares, como *Helaeomyia petrolei* (Coquillett), encontrada em poças de petróleo cru (Wirth 1968).

Biologia. Fêmeas de espécies de poucas famílias são hematófagas (por exemplo, Culicidae, Tabanidae). Muitas

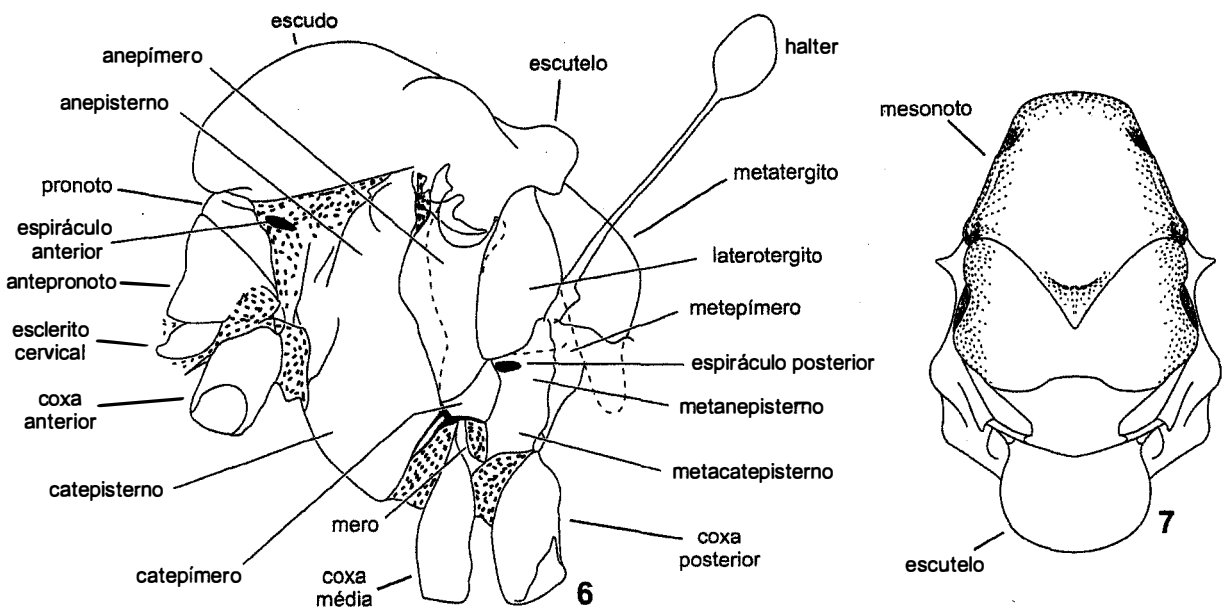
Tabela 40.1. Equivalência entre a terminologia tradicional de Diptera (Cumming & Wood 2009) e a adotada neste livro.

Cumming & Wood (2009)	Este livro
C (costal)	C (costal)
Sc (subcostal)	Sc (subcostal)
R_1 (radial 1)	RA (radial anterior)
Rs (setor radial)	RP (radial posterior)
R_{2+3}, R_2, R_3 (radial 2+3, 2, 3)	RP_1, RP_{1A}, RP_{1B} (radial posterior 1, 1A, 1B)
R_{4+5}, R_4, R_5 (radial 4+5, 4, 5)	RP_2, RP_{2A}, RP_{2B} (radial posterior 2, 2A, 2B)
M_{1+2}, M_1, M_2 (medial 1+2, 1, 2)	MA, MA_1, MA_2 (medial anterior, medial anterior 1, 2)
M_{3+4}, M_3, M_4 (medial 3+4, 3, 4)	MP, MP_1, MP_2 (medial posterior, medial posterior 1, 2)
CuA_1, CuA_2 (cubital anterior 1, 2)	CuA_1, CuA_2 (cubital anterior 1, 2)
CuP (cubital posterior)	CuP (cubital posterior)
A_1 (anal 1)	AA (anal anterior)
A_2 (anal 2)	AP (anal posterior)

são predadoras e adquirem energia alimentando-se de suas presas. Essas espécies possuem um importante papel ecológico como inimigo natural de uma grande variedade de organismos. Cerca de 40 famílias, distribuídas desde os grupos basais aos mais apicais, possuem espécies com hábitos de predação no estágio larval ou adulto (Brooks 2002). É bastante conhecido o hábito parasitoide e parasita exibido por larvas de alguns dípteros. Diferentemente dos Hymenoptera, em que o comportamento de parasitismo parece ter evoluído apenas uma vez, os dípteros parecem ter desenvolvido este tipo de associação várias vezes. Trinta e três famílias possuem representantes com esse tipo de comportamento (Skevington 2002). Os adultos de algumas espécies são miméticos de vespas e abelhas, característica bastante comum nas espécies que visitam flores (como Bombyliidae e Syrphidae). A maioria dos adultos alimenta-se de néctar e pólen. Os Cecidomyiidae possuem diversas espécies responsáveis pela indução de galhas em espécies de diferentes famílias de plantas, incluindo as Myrtaceae, bem representada em ambientes de restingas (Maia 1995).

Classificação. Historicamente os dípteros eram classificados em três subordens: Nematocera, Brachycera e Cyclorrhapha. Mais recentemente, duas subordens vinham sendo reconhecidas, Nematocera e Brachycera. A primeira não representa um grupo monofilético e as infraordens de dípteros nematóceros foram elevadas a subordens (Amorim & Yeates 2006). Outros agrupamentos possivelmente parafiléticos ainda são também utilizados, como por exemplo, "Aschiza" e "Acalyptratae". Brachycera, por outro lado, é unanimemente aceito como grupo monofilético.

A classificação abaixo segue basicamente a indicada por Yeates *et al.* (2007), com adendos e modificações de Amorim & Yeates (2006) e Thompson (2008). Estão listadas as subordens, infraordens e, na maioria dos casos, superfamílias, tendo como objetivo uma melhor compreensão da ordem. Todas as famílias reconhecidas de Diptera estão listadas. Foram incluídas as superfamílias de Heterodactyla, Calyptratae e "Acalyptratae", principalmente pela grande diversidade taxonômica desses grupos. Entre parênteses após o nome de cada família nessa lista, está incluído o número de espécies conhecidas para o Brasil, que atualmente somam 8.704 espécies. As famílias sem indicação de número de espécies estão ausentes no Brasil ou sua presença ainda é desconhecida.



Figuras 40.6-7. Grupos basais de Diptera, tórax. **6.** Limoniidae, *Chilelimnophila lyra* (Alexander), vl; **7.** Tipulidae, vd. Fig. 6 modificado de Ribeiro (2007).

Subordem Tipulomorpha
1. Limoniidae (486)
2. Tipulidae (162)
Cylindrotomidae
Pedicidiidae
Trichoceridae

Subordem Bibionomorpha
3. Anisopodidae (22)
Pachyneuridae
4. Bibionidae (35)
Bolitophilidae
5. Cecidomyiidae (170)
6. Sciaridae (70)
7. Rangomaramidae (2)
8. Ditomyiidae (11)
9. Diadocidiidae (2)
10. Keroplatidae (74)
11. Lygistorrhinidae (6)
12. Mycetophilidae (361)

Subordem Axymyiomorpha
Axymyidae

Subordem Ptychopteromorpha
Ptychopteridae
Tanyderidae

Subordem Culicomorpha
Chironomoidea
13. Ceratopogonidae (230)
14. Chironomidae (168)
15. Simuliidae (50)
Thaumaleidae

Culicoidea
16. Culicidae (442)
17. Dixidae (5)
18. Corethrellidae (26)
19. Chaoboridae (8)

Subordem Blephariceromorpha
20. Blephariceridae (35)
Deuterophlebiidae
Nymphomyiidae

Subordem Psychodomorpha
Canthyloscelidae
Perissommatidae
21. Psychodidae (370)
22. Scatopsidae (6)

Subordem Brachycera
Tabanomorpha
23. Athericidae (1)
24. Rhagionidae (19)
25. Tabanidae (500)
Pelecorhynchidae
Vermileonidae

Xylophagomorpha
26. Xylophagidae (5)

Stratiomyomorpha
27. Pantophthalmidae (12)
28. Stratiomyidae (328)
29. Xylomyidae (3)

Muscomorpha
Nemestrinoidea
30. Acroceridae (30)
31. Nemestrinidae (7)

Heterodactyla
Asiloidea
Apioceridae
Apsilocephalidae
32. Asilidae (420)
33. Bombyliidae (100)
Hilarimorphidae
34. Mythicomyiidae (1)
35. Mydidae (24)
Evocoidae
36. Scenopinidae (10)
37. Therevidae (32)

Eremoneura
Empidoidea*
Atelestidae
Brachystomatidae
38. Empididae (80)
39. Hybotidae (60)
40. Dolichopodidae (150)

Cyclorrhapha
Platypezoidea
Opetiidae
41. Platypezidae (3)
Ironomyiidae

Phoroidea
42. Lonchopteridae (1)
43. Phoridae (~700)

Syrphoidea
44. Pipunculidae (123)
45. Syrphidae (440)

Schizophora
Calyptratae
Hippoboscoidea
Glossinidae
46. Hippoboscidae (30)
Mormotomyiidae
47. Nycteribiidae (12)
48. Streblidae (42)

Muscoidea
49. Anthomyiidae (39)
50. Fanniidae (43)
51. Muscidae (330)
Scathophagidae

Oestroidea
52. Calliphoridae (40)
53. Oestridae (25)
Mystacinobiidae
54. Rhinophoridae (1)
55. Sarcophagidae (270)
56. Tachinidae (720)

"Acalyptratae"
Nerioidea
57. Micropezidae (80)
58. Neriidae (20)
59. Cypselosomatidae (2)

Diopsoidea
60. Tanypezidae (5)
Strongylophthalmyiidae
Heteromyzidae
61. Syringogastridae (7)
Diopsidae
Nothybidae
62. Psilidae (3)
63. Somatiidae (4)
Megamerinidae
Gobyridae

Conopoidea
64. Conopidae (67)

Tephritoidea
65. Lonchaeidae (23)
66. Piophilidae (2)
67. Platystomatidae (3)
68. Pyrgotidae (34)
69. Richardiidae (62)
70. Tephritidae (257)
Tachiniscidae
71. Ctenostylidae (4)
72. Ulidiidae (55)
Pallopteridae

Lauxanioidea
Celyphidae
73. Chamaemyiidae (6)
74. Lauxaniidae (75)

Sciomyzoidea
75. Dryomyzidae (1)
Helcomyzidae
Helosciomyzidae
Phaeomyiidae
76. Ropalomeridae (30)
77. Sciomyzidae (30)
78. Sepsidae (21)
79. [Coelopidae]

Opomyzoidea
80. Clusiidae (15)
Acartophthalmidae
81. Odiniidae (11)
82. Agromyzidae (55)
Fergusoninidae
Opomyzidae
Anthomyzidae

Asteoinea
Aulacigastridae
Neurochaetidae
83. Asteiidae (2)
Xenasteiidae
84. Periscelididae (8)
85. Teratomyzidae (1)

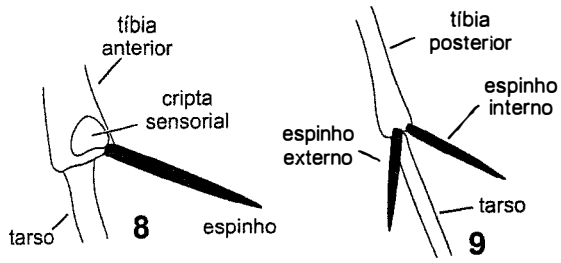
Sphaeroceroidea
Chyromyidae
86. Heleomyzidae (12)
Nannodastiidae
87. Sphaeroceridae (25)

Carnoidea
Acartophthalmidae
Australimyzidae
88. Braulidae (1)
89. Canacidae (1)
Carnidae
90. Chloropidae (120)
Cryptochetidae
Inbiomyiidae
91. Milichiidae (10)
92. Tethinidae (2)

Ephydroidea(=Drosophiloidea)
Camillidae
93. Curtonotidae (8)
94. [Diastatidae]
95. Drosophilidae (230)
96. Ephydridae (70)

* (*sensu* Sinclair & Cumming 2006)

Relações filogenéticas. Não existe ainda uma hipótese para com ampla aceitação na literatura a filogenia de Diptera, principalmente para os grupos basais e para os "Acalyptratae". A grande plasticidade dos dípteros torna difícil o reconhecimento de algumas homologias primárias e existe dificuldade de estabelecimento das hipóteses filogenéticas (Yeates & Wiegmann 1999). As hipóteses mais recentes mostram, entre os grupos maiores, Bibionomorpha, Culicomorpha, Brachycera, Muscomorpha, Eremoneura, Cyclorrhapha, Schizophora e Calyptratae como monofiléticos e Orthorrhapha e "Aschiza" como parafiléticos (Wiegmann *et al.* 2011) (Fig. 40.116).



Figuras 40.8-9. Bibionomorpha, ápice da tíbia e base do tarso. **8,** Mycetophiloidea, perna anterior; **9**, Mycetophiloidea, perna posterior.

As afinidades entre os dípteros basais não estão bem resolvidas e existem diferentes hipóteses conflitantes, principalmente aquelas construídas a partir de dados moleculares (Bertone *et al.* 2008) (Fig. 40.117-118). Os nematóceros correspondem, como indica o nome, às espécies com antenas longas, com vários artículos, uma característica plesiomórfica. Esse grupo está dividido em algumas subordens. Alguns autores apontam Culicomorpha e Ptychopteromorpha como um clado irmão dos demais dípteros, mas há fortes divergências. Blephariceromorpha compreende grupos reunidos por características larvais associadas ao hábitat, como falsas pernas, que ajudam a fixação e locomoção no substrato em rios e riachos. Bibionomorpha é suportada atualmente em bases moleculares, como a sequência 28S do rDNA (Yeates *et al.* 2007) e morfológicos (Amorim & Rindal 2007). Psychodomorpha constitui um grupo parafilético ou polifilético, de acordo com dados morfológicos ou moleculares, respectivamente. Tipulomorpha é um grupo problemático tanto quanto à composição de suas famílias, quanto às afinidades com outros táxons. Foi considerado grupo-irmão dos demais Diptera (Hennig 1981) e é considerado atualmente como um agrupamento monofilético (Ribeiro 2009).

A subordem Brachycera, com número reduzido de artículos antenais, dentre outras sinapomorfias, é seguramente um agrupamento monofilético (Sinclair *et al.* 1994; Woodley *et al.* 2009). Em seu conjunto, é mais diverso que as famílias basais de Diptera, tendo surgido há cerca de 200 milhões de anos, tendo aproximadamente 80 mil espécies conhecidas (Grimaldi & Engel 2005). Está dividida em quatro infraordens: Stratiomyomorpha, Xylophagomorpha, Tabanomorpha e Muscomorpha (Fig. 40.116). A infraordem Xylophagomorpha está bem suportada por caracteres extremamente distintos das larvas predadoras. Essa é considerada por alguns autores como grupo-irmão da infraordem Tabanomorpha com base nas sinapomorfias da genitália masculina, como a parede externa do edeago membranosa e o guia endofálico desenvolvido dentro da bolsa espermática. Esse clado é grupo-irmão da infraordem Stratiomyomorpha, com base em particularidades do cordão nervoso ventral.

A infraordem Muscomorpha compreende todas as demais famílias da ordem. Em Nemestrinoidea, estão incluídas as famílias que apresentam larvas com hábitos parasitários, exceto Bombyliidae e Mythicomyiidae, que estão incluídos em Asiloidea. Este grupo, por sua vez, está sustentado pela posição do espiráculo posterior das larvas no penúltimo segmento abdominal.

Eremoneura (Empidoidea + Cyclorrhapha) é um dos grupos mais bem sustentados, com várias sinapomorfias, principalmente da genitália masculina (Cumming *et al.* 1995; Sinclair & Cumming 2006). A monofilia de Empidoidea foi corroborada por Sinclair & Cumming (2006) com base na veia CuA_2 recurvada, espermateca única e apódema ejaculador em forma de alavanca, entre outros caracteres.

Cyclorrhapha é monofilético como indica a redução da cápsula cefálica e modificações das suas partes bucais na fase larval, bem como a empupação dentro da penúltima exúvia larval. Já foi dividido em dois grupos tradicionais (Fig. 40.116), "Aschiza" e Schizophora, com base na ausência e presença da sutura ptilinial, respectivamente. "Aschiza" corresponde a um grupo parafilético em relação a Schizophora e suas afinidades internas ainda não estão bem resolvidas. É consenso que Syrphoidea seja um grupo monofilético, com base em dados moleculares mitocondriais 12S e 16S, grupo-irmão de Schizophora.

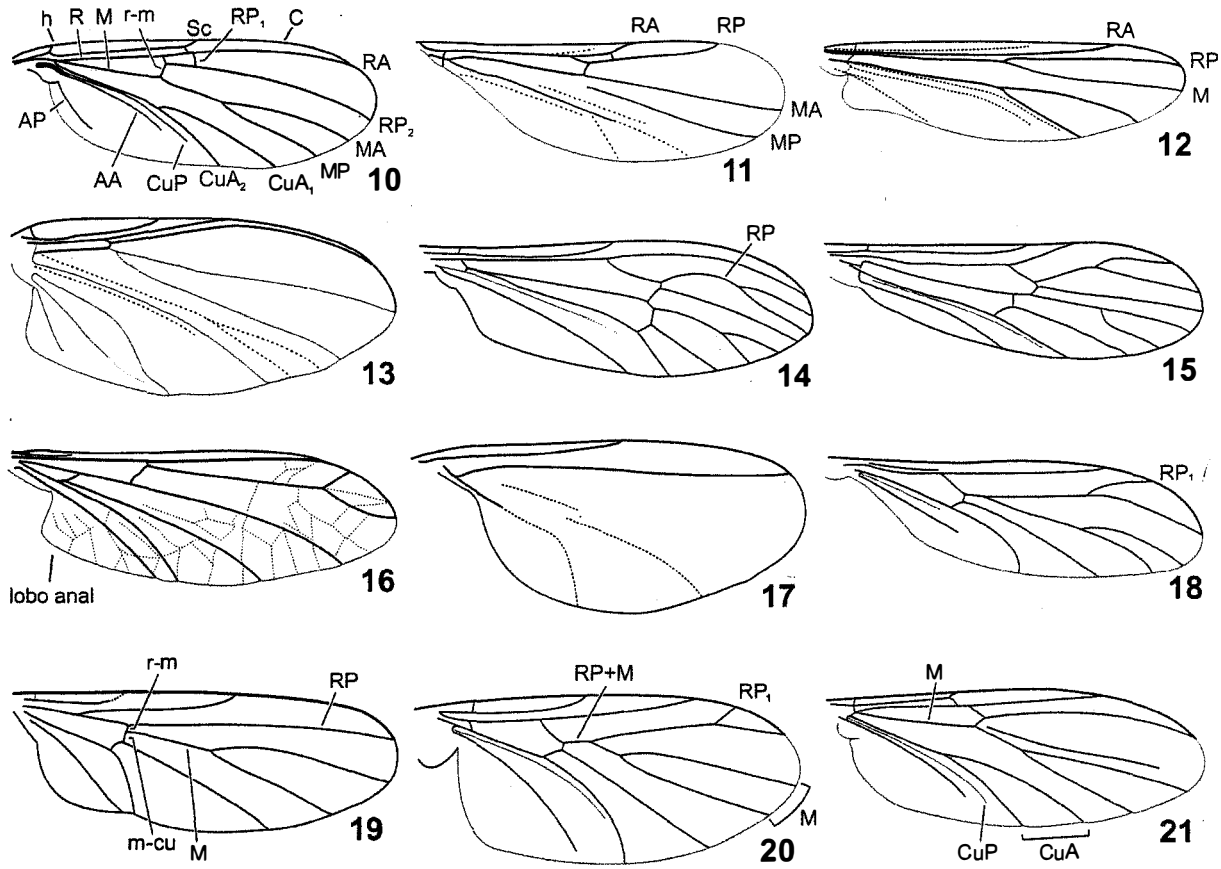
Schizophora compreende pelo menos 80 famílias. Os adultos emergem do pupário utilizando uma estrutura membranosa, o ptilíno, que se infla e é evertido através da sutura ptilinial, logo acima das bases das antenas, rompendo o pupário; em seguida, é retraído para o interior da cápsula cefálica pela ação muscular. A sutura frontal permanece no adulto em forma de U invertido. Schizophora compreende dois grupos maiores: Calyptratae e "Acalyptratae". Esses nomes baseiam-se no tamanho da caliptra inferior, que, por ser um caráter muito variável em ambos os grupos, não é adequado para definir a monofilia de nenhum deles.

Calyptratae está bem suportada com base na presença de um sulco na base do pedicelo, da sutura transversal completa no mesonoto e de cerdas costais alternadas em tamanho, dentre outras. Três grandes grupos são incluídos em Calyptratae: Hippoboscoidea, Muscoidea e Oestroidea. Hippoboscoidea é sustentada pelo desenvolvimento da larva dentro do oviduto da fêmea por viviparidade adenotrófica. Muscoidea é caracterizada pela abertura anal do macho localizada acima dos cercos, o esternito X do macho formando um esclerito baciliforme e o espiráculo abdominal do segmento VII localizado no segmento VI. Oestroidea tem como autapomorfias uma série vertical de cerdas no mero, um grupo de cerdas no anatergito, veia M terminando na veia C antes do ápice da asa e edeago com dentículos cuticulares ventrais no ápice.

A monofilia de "Acalyptratae" não é uma hipótese bem suportada, sendo que as homoplasias entre os vários grupos tornam difícil a delimitação das famílias incluídas (Amorim & Carvalho 1992).

Importância. Muitas espécies são predadoras, parasitas ou parasitoides, ou alimentam-se de plantas ou de fungos, ajudando a manter equilíbrio de populações de diversos organismos em seus ecossistemas. Outras espécies são de grande importância econômica pela injúria ou destruição de plantas, como os Agromyzidae, Cecidomyiidae e Tephritidae ou de animais, como os Calliphoridae, Oestridae e Tabanidae.

Entre todas as espécies de insetos, muitos dípteros possuem uma relação muito próxima à espécie humana. São vetores de um número significativo de doenças, como a febre amarela (Culicidae), leishmaniose (Psychodidae), malária (Culicidae) ou doença-do-sono (Glossinidae), ou pela importância como ferramentas no desenvolvimento de



Figuras 40.10-21. Grupos basais de Diptera, asas. **10**, Mycetophiloidea, venação; **11**. Ceratopogonidae, *Palpomyia* sp.; **12**. Chironomidae; **13**. Simuliidae, *Simulium incrustatum* Lutz; **14**, Dixidae; **15**, Corethrellidae, *Corethrella* sp.; **16**, Blephariceridae, *Curupira mochlura* Lutz; **17**, Cecidomyiidae, *Dasineura gigantea* Angelo & Maia; **18**, Ditomyiidae; **19**, Diadocidiidae; **20**, Keroplatidae; **21**, Mycetophilidae.

outras áreas biológicas. A partir de estudos, por exemplo, com *Drosophila melanogaster* (Drosophilidae), foram desenvolvidos diversos estudos genéticos, com a descoberta de processos fundamentais, como inversões, duplicações, translocações e *crossing over*, principalmente a partir de meados do século XX (Grimaldi & Engel 2005).

Outras espécies, como *Musca domestica* e diversas espécies de Calliphoridae — como *Chrysomya megacephala* (Fabricius) — são vetores de um grande número de patógenos, que causam cólera, disenteria e febre tifoide, pelo hábito de frequentar detritos humanos. Por outro lado, na entomologia forense, os dípteros são rotineiramente utilizados como elementos na investigação de casos de natureza criminal, uma atividade que está se tornando muito importante no Brasil.

A partir do final do século XIX, diversas espécies de Calliphoridae foram utilizadas para cura de lesões cutâneas, antigamente pela falta de antibióticos e atualmente pelo aparecimento de resistência a diversos antibióticos ou mesmo a pessoas com diabetes, que podem ter dificuldade cicatrização. Larvas de *Lucilia sericata* (Meigen) (ver Marcondes 2006) ou mesmo *Chrysomya putoria* (Wiedemann) (A. X. Linhares, comun. pessoal) podem ser utilizadas para ajudar na limpeza de ferimentos e acelerar a cura. Esse procedimento, denominado terapia larval, é bem desenvolvido em países do Hemisfério Norte, como Áustria, Estados Unidos, França e Inglaterra.

Coleta e fixação. Os dípteros ocorrem em diversos tipos de ambientes e o tipo de coleta mais adequado depende do objetivo a ser alcançado. Para adultos, podem ser utilizadas armadilhas de interceptação de voo, como a armadilha Malaise, ou mesmo armadilhas que utilizam iscas atrativas (orgânicas, químicas, feromônios ou luz). Utilizar redes entomológicas, de diversos tamanhos, ou redes de varreduras, dependendo dos hábitos das espécies a serem coletadas, é um modo bem simples e eficiente para coletá-los.

Pela condição frágil da maioria dos espécimes, é prudente que sejam montados logo após as coletas. Quando não for possível uma montagem imediata, os espécimes desidratados devem ser reidratados antes da montagem, utilizando câmara úmida.

A maioria dos dípteros adultos deve ser alfinetada e acondicionada em caixinhas entomológicas, organizadas em gavetas entomológicas. O material deverá ficar em coleções com temperatura ambiente controlada. Exemplares mais delicados (principalmente de grupos basais, como por exemplo, Ceratopogonidae) devem ser montados em lâminas em Bálsamo do Canadá.

As larvas devem ser sacrificadas em água quente a cerca de 80 graus Celsius ou em líquido de Dietrich e, depois, fixadas em álcool 70 a 80%. Os ovos podem ser fixados em álcool a 80%.

Chave para as famílias de Diptera (adultos) — terminologia das veias das asas, segundo Cumming & Wood (2009) entre parênteses (ver Tab. 40.1)

1. Asas desenvolvidas, distintas **2**
— Asas ausentes ou muito reduzidas **105**

2(1). Antena geralmente mais longa que o tórax, com mais de seis flagelômeros livremente articulados. Palpo geralmente com 3-5 artículos (Figs. 40.1, 3, 5). Corpo e pernas frequentemente delgados (Fig. 40.1) **4**
— Antena geralmente mais curta que o tórax, com menos de seis flagelômeros, geralmente modificada, com estilo apical ou arista dorsal (Figs. 40.38-40, 66-70). Palpo com 1-2 artículos (Fig. 40.30). Corpo e pernas geralmente robustos .... **Brachycera** ... **3**

3(2). Sutura ptilinial e lúnula ausentes (Figs. 40.38, 41). Veia CuA_2 geralmente longa atingindo a margem da asa ou fundindo-se com a veia AA (A_1) próximo à margem da asa (Figs. 40.44-58) **25**
— Sutura ptilinial e lúnula presentes (Figs. 40.66, 70). Veia CuP geralmente curta, fundindo-se com a veia AA próximo à base da asa (Figs. 40.78-115) ..... **Schizophora** ... **48**

4(2). Asa longa e estreita, com várias linhas semelhantes a dobras ou vincos, formando um emaranhado entre as veias verdadeiras. Lobo anal da asa distintamente projetado (Fig. 40.16) .... **20. Blephariceridae**
— Asa variável, mas sem o emaranhado de dobras descrito acima. Lobo anal da asa geralmente pouco projetado ou não projetado **5**

5(4). Asa com duas veias anais fortes, AA e AP (A_1 e A_2), alcançando a margem; AP geralmente mais curta do que AA . Pernas longas e finas. Mesonoto com uma sutura completa em forma de "V" (Fig. 40.7). Ocelos ausentes ou rudimentares **6**
— Asa com pelo menos a veia AP ausente ou nunca alcançando a margem (Fig. 40.10). Pernas variáveis. Mesonoto sem sutura completa em forma de "V". Ocelos variáveis **7**

6(5). Veia CuA mais ou menos em linha reta até atingir a margem da asa; sua seção anterior mais ou menos alinhada com a seção posterior (Fig. 40.28). Veia subcostal completa. Último palpômero mais curto que os três precedentes. Rostro geralmente curto ..... **1. Limoniidae**
— Veia CuA desalinhada a partir da bifurcação entre CuA_1 e CuA_2, formando angulação com a seção posterior (Fig. 40.27). Veia subcostal evanescente distalmente ou ausente. Último palpômero geralmente mais longo que os três precedentes. Rostro muito desenvolvido, mais longo que a altura da cabeça ..... **2. Tipulidae**

7(5). Veia Costal continuando em volta da asa, embora mais fraca ao longo da margem posterior (Figs. 40.17, 24-25) **8**
— Veia Costal terminando próximo à última veia RP, geralmente próximo ao ápice da asa (Figs. 40.10-13, 26) **13**

8(7). Asa (Fig. 40.17) geralmente com venação reduzida; veia RP simples e veias transversais ausentes ou muito raras. Olhos com ponte ocular acima da antena. Esporões tibiais ausentes. Dípteros diminutos e delicados ..... **5. Cecidomyiidae**
— Asa geralmente com veias distintas. Veia RP simples ou ramificada e veias transversais geralmente presentes. Olhos com ou sem ponte ocular acima da antena. Esporões tibiais presentes ou ausentes **9**

9(8). Corpo coberto por muitas cerdas, com aspecto semelhante ao de uma pequena mariposa. Asa (Fig. 40.25) com a veia subcostal incompleta ou terminando na veia C ou na RA (R_1) antes da metade do comprimento da asa; veia M com três ramos. Células bm e br, se presentes, com comprimento menor que a metade da asa. Pedicelo geralmente mais curto que o escapo ..... **21. Psychodidae**
— Corpo com cerdas apenas esparsas, com aparência geral de mosquito. Veia subcostal completa terminando na veia C na metade do comprimento da asa ou além dela (Figs. 40.14-15). Veia M com dois ramos (Fig. 40.15). Células br e bm geralmente com comprimento maior que a metade da asa (Figs. 40.1, 14-15). Pedicelo geralmente mais longo que o escapo **10**

10(9). Veias com escamas. Cabeça, pernas e geralmente outras áreas do corpo com escamas. Probóscide longa, estendendo-se muito além do clípeo (Fig. 40.1) ..... **16. Culicidae**
— Veias sem escamas, frequentemente com cerdas. Probóscide curta, estendendo-se pouco além do clípeo **11**

11(10). Veias com cerdas muito curtas, relativamente esparsas e inconspícuas. Tronco da veia RP, após a veia r-m, bastante abaulado (Fig. 40.14). Antena com cerdas relativamente curtas e esparsas ..... **17. Dixidae**
— Veias com cerdas longas e densas. Tronco da veia RP quase reto. Antena com muitas cerdas longas **12**

12(11). Veia RA terminando na veia C próximo ao ápice da asa, mais próximo de RP que da subcostal. Clípeo com muitas cerdas . ..... **19. Chaoboridae**
— Veia RA terminando na veia C mais próxima a subcostal que da RP (Fig. 40.15). Clípeo com poucas cerdas ..... **18. Corethrellidae**

13(7). Ocelos ausentes **14**
— Ocelos presentes **16**

14(13). Antena curta, aproximadamente do comprimento da cabeça. Flagelo com cerdas curtas em ambos os sexos. Asa (Fig. 40.13) larga, com veias posteriores fracas ... **15. Simuliidae**
— Antena bem mais longa que o comprimento da cabeça. Flagelo com cerdas distintas, notadamente nos machos. Asa geralmente estreita, com veias posteriores geralmente fortes **15**

15(14). Asa (Fig. 40.11) com veia M ramificada. Veias radiais curtas, geralmente encontrando a veia C bem antes do ápice da asa e incluindo uma ou duas células radiais. Peças bucais picadoras ..... **13. Ceratopogonidae**
— Veia M simples (Fig. 40.12). Veias radiais longas quase sempre terminando próximo ao ápice da asa. Peças bucais quase sempre não picadoras ..... **14. Chironomidae**

16(13). Asa com célula discal (Fig. 40.23); se ausente, então com a bifurcação da veia radial posterior (RP_1, RP_2) presente e posicionada anterior ou no nível da veia r-m .... **3. Anisopodidae**
— Asa sem célula discal. Bifurcação da veia radial posterior (RP_1, RP_2), se presente, sempre distal a r-m **17**

17(16). Tíbias média e posterior sem esporões apicais. Veias radiais (RA e RP) muito mais fortes que as demais (Fig. 40.26); mero fundido aos escleritos torácicos ..... **22. Scatopsidae**
— Tíbias média e posterior com 1-2 esporões apicais (Figs. 40.8-9). Veias radiais não conspicuamente mais fortes que as demais; mero nunca fundido aos escleritos torácicos **18**

18(17). Inserção da antena próxima ou abaixo do nível da margem inferior do olho (Fig. 40.5). Empódio e pulvilo bem desenvolvidos. Coxas curtas ..... **4. Bibionidae**

— Inserção da antena acima do nível da margem inferior do olho. Empódio não desenvolvido e pulvilo às vezes pouco desenvolvido. Coxas mais ou menos alongadas (Fig. 40.6) **19**

19(18). Subcostal sempre incompleta. RP simples e r-m presente. Veia transversal m-cu ligada a CuA_1. Bifurcação cubital próximo à base da asa ..... **7. Rangomaramidae**

— Subcostal completa ou incompleta. RP simples ou bífida, quando simples, veia r-m ausente pela fusão de M_{1+2} com RP ou m-cu ligada a CuA ou bifurcação afastada da base da asa ... **20**

20(19). Olhos geralmente conectados dorsalmente acima da antena (Fig. 40.4). Veia r-m sempre longitudinal (Fig. 40.22). Tíbias sem espinhos fortes ..... **6. Sciaridae**

— Olhos não conectados dorsalmente acima da antena. Veia r-m longitudinal, oblíqua ou transversal. Tíbias com espinhos desenvolvidos **21**

21(20). Junção das veias M e Cu após o nível da veia transversal h (Figs. 40.18-19) **22**

— Junção das veias M e Cu antes ou próximo ao nível da veia transversal h (Fig. 40.21)..... **24**

22(21). Veia RP_1 longa (Fig. 40.18), aproximadamente metade do comprimento ou mais da veia RP_2 ..... **8. Ditomyiidae**

— Veia RP_1, curta, de comprimento menor que metade do comprimento de RP_2 (Fig. 40.20) ou ausente **23**

23(22). Veia transversal r-m presente, alinhada com m-cu (Fig. 40.19); veia RP e M separadas na base. Veia RP simples .... **9. Diadocidiidae**

— Veia transversal r-m quase sempre ausente (Fig. 40.20), devido à fusão entre RP e M; veia RP bífida em alguns gêneros (Fig. 40.20)..... **10. Keroplatidae**

24(21). Probóscide alongada, bem maior que a altura da cabeça. Seção basal de RP ausente no nível da veia transversal h .... **11. Lygistorrhinidae**

— Probóscide menor que a altura da cabeça. Veias RA e RP (Rs e R_1) separadas bem além do nível da veia transversal h (Fig. 40.21) ..... **12. Mycetophilidae**

25(3). Empódio pulviliforme; tarsos com três almofadas (Fig. 40.43). Veia CuA_2 terminando livre na margem da asa ou formando um ângulo agudo ao fundir-se com a veia AA (A_1), próximo à margem da asa (Figs. 40.44-50) **26**

— Empódio cerdiforme (Fig. 40.42) ou ausente; tarsos com duas almofadas; se empódio semelhante ao pulvilo (alguns Empididae e Dolichopodidae), então veia CuA_2 formando um ângulo obtuso ao fundir-se com a veia AA (A_1), longe da margem da asa (Fig. 40.59) **34**

26(25). Cabeça pequena, distintamente mais estreita que o tórax, geralmente em posição muito baixa em relação ao tórax, corpo de aparência corcunda. Olhos holópticos ou quase, em ambos os sexos. Lobo inferior da caliptra muito grande, geralmente mais largo que a cabeça ..... **30. Acroceridae**

— Cabeça aproximadamente da largura do tórax e em posição alta em relação ao tórax, corpo geralmente sem aparência corcunda. Olhos dicópticos nas fêmeas. Lobo inferior da caliptra menor, mais estreito que a cabeça **27**

27(26). Seções distais das veias R e M quase oblíquas, inclinadas em direção ao ápice da asa, raramente algum ramo de M termina após o ápice (Fig. 40.50) ..... **31. Nemestrinidae**

— Seções distais das veias R e M quase paralelas ao eixo longitudinal da asa **28**

28(27). Veia C incompleta, terminando próximo ao ápice da asa (Figs. 40.47, 49) **29**

— Veia C completa, às vezes mais tênue ao longo da margem posterior da asa (Figs. 40.51-54) **31**

29(28). Veia C e todos os ramos de R terminando antes do ápice da asa, raramente terminando próximo ao ápice (Fig. 40.49). Célula discal (dm) pequena, geralmente um pouco mais comprida que larga (Fig. 40.49). Espinhos tibiais geralmente ausentes ..... **28. Stratiomyidae**

— Veia C terminando após o ápice da asa, veia RP_{2B} (R_5) terminando no ápice ou distalmente ao ápice. Célula discal pelo menos duas vezes mais comprida que larga (Figs. 40.45-46). Espinho tibial presente pelo menos nas tíbias média e/ou posterior ... **30**

30(29). Tíbia anterior com espinho apical na face ventral. Antena pectinada (Fig. 40.33) ..... **26. Xylophagidae.**

— Tíbia anterior sem espinho apical na face ventral. Antena não pectinada ..... **29. Xylomyidae**

31(28). Elevação escamiforme presente logo atrás do espiráculo torácico posterior (Fig. 40.31) **32**

— Elevação escamiforme ausente atrás do espiráculo torácico posterior **33**

32(31). Veia RP_1 terminando próximo a RA, deixando a célula ra muito estreita distalmente (Fig. 40.45). Flagelo aparentemente dímero, com o flagelômero apical aristiforme .... **23. Athericidae**

— Veia RP_1 terminando longe de RA, deixando a célula ra muito larga distalmente (Fig. 40.44). Flagelo geralmente com quatro ou mais flagelômeros, nunca com estilo aristiforme ... . **25. Tabanidae**

33(31). Célula mp (m_3) fechada (Fig. 40.48). Veias RP_{2A} e RP_{2B} muito divergentes. Célula rp_{2A} (r_4) subtriangular (Fig. 40.48). Tufo de cerdas presente logo abaixo do espiráculo posterior. Espécimes robustos, grandes com pernas fortes .... **27. Pantophthalmidae**

— Célula mp (m_3) aberta (Fig. 40.45). Veias RP_{2A} e RP_{2B} pouco divergentes. Célula rp_{2A} (r_4) alongada, subretangular (Fig. 40.45). Sem tufo de cerdas abaixo do espiráculo posterior. Espécimes delgados, com pernas longas e finas .... **24. Rhagionidae**

34(25). Veia CuA_2 terminando livre na margem da asa (Fig. 40.53) ou fundida à veia AA próximo à margem (Figs. 40.51-52). Se fundida com AA, então o comprimento da veia CuA_2 pelo menos 1,5 vezes maior que a última seção da veia AA (exceto em alguns Bombyliidae, como na Fig. 40.55) **35**

— Veia CuA_2 ausente, vestigial ou fundida à AA longe da margem da asa. Se fundida com AA , então o comprimento da veia CuA_2 menor ou apenas levemente mais longo que a última seção da veia AA (exceto em alguns Empididae (Fig. 40.59) e Platypezidae (Fig. 40.61)) **41**

35(34). Ramos da veia M inclinados para o ápice da margem anterior, terminando livres antes do ápice ou no ápice da asa (Fig. 40.54). Veia M (M_1) terminando próximo ao ápice da asa ....

..... **35. Mydidae**

— Ramos das veias M voltados para o ápice da asa. Veia M terminando após o ápice da asa; se terminando antes, então fundida com RP_2 ..... **36**

36(35). Veia espúria geralmente presente longitudinalmente entre as veias RP e M (Fig. 40.65). Veia M voltada para a margem anterior, fundindo-se com a veia RP_2, esta simples (Fig. 40.65)..... **45. Syrphidae**

— Veia espúria ausente. Veia M voltada para o ápice da asa. Se direcionada para a margem anterior, então fundida com RP_2, nesse caso, bífida **37**

37(36). Cabeça grande proporcionalmente ao tórax, hemisférica com olhos compostos grandes (Fig. 40.39), holópticos ou estreitamente dicópticos, tanto na fronte quanto na face. Arista dorsal. Veia RP_2 simples (Fig. 40.64). Veia C terminando no ápice da asa ..... **44. Pipunculidae**

— Cabeça menor, geralmente não hemisférica. Se hemisférica, então flagelo sem arista. Veia RP_2 em geral bífida (Figs. 40.51, 57). Veia C geralmente contínua ao longo da margem posterior **38**

38(37). Vértice côncavo, geralmente profundo entre os olhos dicópticos (Fig. 40.36). Tubérculo ocelar abaixo do nível dorsal dos olhos (Fig. 40.36). Face longa, geralmente com série de cerdas longas denominadas místax (Fig. 40.37). Aparelho bucal curto e forte, picador ..... **32. Asilidae**

— Vértice convexo, reto ou pouco profundo entre os olhos. Tubérculo ocelar acima do nível dorsal dos olhos. Olhos holópticos nos machos. Face relativamente curta, às vezes pilosa, mas sem místax. Aparelho bucal curto e forte a longo e delgado, não picador **39**

39(38). Veia transversal m-cu um tanto transversal em relação ao eixo longitudinal da asa, deixando a célula bm truncada distalmente (Fig. 40.57). Quatro veias partem da margem posterior da célula bm. Célula mp presente. Abdômen longo e gradualmente estreitado ..... **37. Therevidae**

— Célula m-cu um tanto oblíqua em relação ao eixo longitudinal da asa, deixando a célula bm aguda distalmente (Figs. 40.53, 55). Três veias partem da célula bm. Célula mp ausente **40**

40(39). Veia RP simples (Fig. 40.55) ou curta, neste caso terminando na veia RA, formando uma pequena célula. Moscas pequenas, menos de 1,5 mm de comprimento ..... **34. Mythicomyiidae**

— Veia RP bífida , seus ramos RP_1 e RP_2 sempre terminando livres na margem da asa (Figs. 40.52-53). Moscas geralmente maiores ..... **33. Bombyliidae**

41(34). Flagelo com estilo diminuto, às vezes indistinto, oculto em uma cova subapical. Veia transversal r-m posicionada aproximadamente no meio do eixo longitudinal da asa (Fig. 40.56). Veia M simples, inclinada para cima, fundindo-se com RP_2 ou terminando livre antes do ápice ou no ápice da asa ..... **36. Scenopinidae**

— Flagelo com estilo ou arista distintamente expostos. Veia transversal r-m posicionada antes do meio do eixo longitudinal da asa ou ausente (Figs. 40.58, 62). Veia M ramificada, quase paralela ao eixo longitudinal da asa, às vezes a veia MP não atinge a margem **42**

42(41). Asa com ápice agudo (Fig. 40.62). Veias quase paralelas, com cerdas dorsal e ventralmente, exceto as veias subcostal e RP_1 ..... **42. Lonchopteridae**

— Asa com ápice arredondado. Venação e cerdas diferentes, pelo menos na metade posterior sem cerdas **43**

43(42). Veia C terminando aproximadamente no meio da margem anterior da asa; ramos R posicionados na base da margem anterior, distintamente mais fortes que as demais veias, estas fracas e oblíquas em relação ao eixo longitudinal da asa (Fig. 40.63) ..... **43. Phoridae**

— Veia C alcançando pelo menos até o ápice da asa. Ramos R subiguais ao diâmetro das demais veias e posicionados ao longo do eixo longitudinal da asa **44**

44(43). Pedicelo muito mais longo que o flagelo. Arista dorsal, trímera ..... **77. Sciomyzidae** (parte)

— Pedicelo mais curto ou levemente mais longo que o flagelo. Se arista trímera (Platypezidae), então posicionada no ápice **45**

45(44). Veias subcostal e AA completas (Fig. 40.61); célula cup aguda. Tíbia e tarso posteriores geralmente mais espessados que o anterior e médio, especialmente na fêmea. Arista distal, trímera ..... **41. Platypezidae**

— Veia subcostal incompleta, raramente completa. Veia AA raramente atinge a margem da asa (alguns Empidoidea); quando AA completa, então subcostal incompleta ou célula cup com ângulo obtuso (Fig. 40.59) ou com margem posterior arredonda. Tarso posterior semelhante ao tarso anterior e médio. Arista ou estilo dímero, posicionado distal ou dorsalmente **46**

46(45). Veia RP_2 simples (Fig. 40.58). Veia C terminando no ápice da asa. Laterotergito sempre glabro **47**

— Veia RP_2 bífida (Fig. 40.59), se simples, então veia C completa até a margem posterior ou escapo geralmente com cerdas. Laterotergito glabro ou cerdoso ..... **38. Empididae**

47(46). Veia RP com origem no nível da veia transversal h (Fig. 40.58); veia r-m no quarto basal da asa. Tíbia anterior sem glândula basal. Terminália masculina voltada para frente e posicionada sob os segmentos abdominais precedentes; estes posicionados lateral ou ventralmente ... **40. Dolichopodidae**

— Veia RP com origem após o nível da veia h; veia r–m além do quarto basal da asa (Fig. 40.60). Tíbia anterior com glândula basal póstero-ventral. Terminália masculina geralmente posicionada no lado direito, mas sem envolver os segmentos pré-genitais ..... **39. Hybotidae**

48(3). Pedicelo com um sulco dorsal completo (Figs. 40.67, 69). Ampola maior presente (Fig. 40.72). Caliptras geralmente bem desenvolvidas (*cf* Fig. 40.44) ..... **Calyptratae** ... **49**

— Pedicelo geralmente sem fenda dorsal. Ampola maior geralmente ausente (exceto Tephritidae, Psilidae, Ropalomeridae e Periscelididae). Caliptras geralmente pequenas e não desenvolvidas ..... **"Acalyptratae"** ... **58**

49(3). Corpo distintamente achatado dorso-ventralmente. Coxas muito separadas entre si (Fig. 40.73). Garras tarsais curvadas, usualmente bifurcadas. Ectoparasitas de mamíferos **50**

— Corpo não achatado dorso-ventralmente. Coxas posteriores aproximadas entre si. Garras tarsais diferentes. De vida livre **51**

50(49) Olhos compostos desenvolvidos. Ectoparasitas de aves ou mamíferos ..... **46. Hippoboscidae** (parte)

— Olhos compostos reduzidos, às vezes ausentes. Ectoparasitas

de morcegos ..... **48. Streblidae** (parte)

51(50). Mero (cf Fig. 40.31) sem fileira de cerdas; raramente com cerdas fracas espalhadas, não em fileira **52**
— Mero com uma fileira de cerdas fortes **54**

52(51). Escutelo geralmente com cerdas no ápice, ventralmente. Veia AA geralmente atingindo a margem da asa ou quase (Fig. 40.78) (exceto *Coenosopsia* Malloch). Basitarsômero posterior com uma cerda forte na base ..... **49. Anthomyiidae**
— Escutelo sem cerdas no ápice, ventralmente. Veia AA não atingindo a margem da asa (Fig 79-80). Basitarsômero posterior sem cerda forte na base **53**

53(52). Veia subcostal atingindo a veia C em ângulo suave (Fig. 40.79). Veia AA pequena e forte; veia AP longa, em formato sigmoide ..... **50. Fanniidae**
— Veia subcostal atingindo a veia C geralmente com angulação acentuada subapicalmente (Fig. 40.80). Veia AA e veia AP com formato diferente, não como acima ..... **51. Muscidae**

54(51). Moscas grandes, acima de 15 mm de comprimento. Corpo densamente cerdoso. Aparelho bucal rudimentar ou atrofiado (Fig. 40.70) ..... **53. Oestridae**
— Moscas normalmente menores que 15 mm de comprimento. Corpo geralmente com cerdas, mas não muito densas. Aparelho bucal desenvolvido, com peças funcionais **55**

55(54). Subescutelo muito desenvolvido (Fig. 40.72). Arista geralmente nua ..... **56. Tachinidae**
— Subescutelo pouco ou não desenvolvido. Arista geralmente cerdosa, pelo menos na base **56**

56(55). Veia M curva e fundida com RP_2 ; célula rp_2 fechada (Fig. 40.83) ..... **54. Rhinophoridae**
— Veia M curva, mas termina livre no ápice da asa (Figs. 40.82, 84-85); célula rp_2 geralmente aberta **57**

57(56). Abdômen e geralmente tórax brilhantes, azuis, bronzes ou verde-metálicos. Mesonoto frequentemente com três listras escuras em fundo brilhante. Notopleura geralmente com duas cerdas desenvolvidas ..... **52. Calliphoridae**
— Abdômen e tórax acinzentados ou castanho-escuros. Mesonoto com três listras conspícuas castanho-escuras sobre um fundo acinzentado. Notopleura geralmente com quatro cerdas, duas desenvolvidas ..... **55. Sarcophagidae**

58(50). Basitarso posterior curto e engrossado (Fig. 40.75). Células bm e dm confluentes (Fig. 40.111) ..... **87. Sphaeroceridae**
— Basitarso posterior nunca mais curto e engrossado que os demais tarsômeros. Células bm e dm confluentes ou não ... **59**

59(58). Arista ausente; célula cup e veia AA ausentes (*Loewimyia*) (Fig. 40.107) ..... **83. Asteiidae** (parte)
— Arista presente. Célula cup e veia AA não como acima ... **60**

60(59). Probóscide pequena a completamente ausente, às vezes só o palpo bem desenvolvido. Arista na fêmea com ramificação dendrítica. Face com um par de grandes janelas translúcidas na fêmea. Asa com células br e bm em geral confluentes basalmente (Fig. 40.96) ..... **71. Ctenostylidae**
— Probóscide bem desenvolvida. Arista não ramificada. Face sem grandes áreas translúcidas. Asa com bm e br em geral separadas **61**

61(60). Espiráculo metatorácico com uma cerda ou grupo de cerdas fortes e curtas posteriormente **62**
— Espiráculo metatorácico sem cerdas posteriormente..... **63**

62(61). Fêmur posterior engrossado, com espinhos na face ventral. Veia AA longa, atingindo a margem posterior da asa (Fig. 40.101) ..... **76. Ropalomeridae**
— Fêmur posterior não engrossado e sem cerdas ou espinhos na face ventral. Veia AA curta, geralmente não atingindo a margem posterior da asa (Fig. 40.103) ..... **78. Sepsidae**

63(61). Margem anterior da propleura e do prosterno em ângulo agudo. Espiráculo protorácico arredondado. Seção da veia AA após a fusão com a CuA_2 ausente. Veia transversal bm-cu nunca presente, tornando a célula bm confluente com a célula dm (Fig. 40.113) ..... **90. Chloropidae** (parte)
— Outra combinação de caracteres **64**

64(63). Costal sem quebra ou indicação de quebra ao nível do ápice da veia subcostal (Figs. 40.86-87) **65**
— Costal com quebra ao nível do ápice da veia subcostal (Figs. 40.89, 109-113) **79**

65(64). Fêmur posterior muito engrossado, superfície ventral, assim como a dos demais fêmures, com duas fileiras de espinhos ou cerdas fortes. Lobo anal da asa e álula reduzidos (Fig. 40.88). Os dois primeiros segmentos abdominais longos e delgados. Apenas um par de cerdas verticais ..... **61. Syringogastridae**
— Outra combinação de caracteres **66**

66(65). Arista subapical. Pedicelo com um apêndice digitiforme na face interna, adjacente ao primeiro flagelômero. Pernas longas, a anterior tão longa quanto a média e a posterior .... **58. Neriidae** (parte)
— Outra combinação de caracteres **67**

67(66). Veia RP_2 e M mais ou menos paralelas, próximas à margem da asa (Figs. 40.97-98). Em geral, catepisterno ou anepisterno com uma cerda distinta **68**
— Outra combinação de caracteres **69**

68(67). Catepisterno cerdoso, mas sem cerdas sobressaindo-se. Anepímero com numerosas cerdas pequenas e algumas vezes com uma cerda sobressaindo-se ..... **67. Platystomatidae**
— Catepisterno com uma cerda sobressaindo-se. Anepímero com 1-5 cerdas desiguais, nunca com cerda sobressaindo-se ..... **72. Ulidiidae** (parte)

69(67). Pernas longas e delgadas, especialmente as posteriores. Cerdas ocelares reduzidas ..... **57. Micropezidae**
— Pernas nunca conspicuamente longas e delgadas. Cerdas ocelares variáveis **70**

70(69). Veia AA curta, terminando longe da margem (Fig. 40.100). Cerdas pós-ocelares cruzadas **71**
— Veia AA estendendo-se até a margem da asa (Fig. 40.102). Cerdas pós-ocelares variáveis **72**

71(70). Veias subcostal e RA aproximadas, mas distintamente separadas ao longo de todo seu percurso (Fig. 40.100) .... **74. Lauxaniidae** (parte)
— Veia RA curvada para subcostal (Fig. 40.99), tocando-a por uma curta distância ou quase assim; as seções terminais de ambas, entretanto, separadas ..... **73. Chamaemyiidae**

72(70). Antena alongada, especialmente o pedicelo. Probóscide geralmente alongada e geniculada, se probóscide curta, arista em posição terminal, assemelhando-se a um curto "estilo" apical ..... **64. Conopidae**

— Antena geralmente curta. Arista nunca em posição terminal, nem mesmo quando a antena é alongada. Probóscide sempre curta 73

73(72). Clípeo pequeno, não visível em vista lateral .... **77. Sciomyzidae** (parte)

— Clípeo grande, distintamente visível em vista lateral 74

74(73). Prosterno e propleura separados por uma zona membranosa anterior à coxa anterior, ou ponte protorácica pré-coxal muito estreitada, somente visível em preparações microscópicas 75

— Outro conjunto de caracteres 76

75(74). Cerdas pós-ocelares convergentes ..... **79. [Coelopidae]**

— Cerdas pós-ocelares distintamente divergentes .... **75. Dryomyzidae**

76(74). Veia RP_1 muito curta, fundindo-se a C próximo à veia RA ou logo depois (Fig. 40.107). RP_2 e M de ligeira a distintamente convergentes distalmente. Veia transversal bm-cu e, às vezes, dm-cu ausentes. Célula cup ausente, às vezes marcada por dobras sutis (Fig. 40.107) ..... **83. Asteiidae** (parte)

— Veia RP_1 longa, fundindo-se a C muito após o ápice de RA (Fig. 40.100). RP_1 corre paralela e contígua a C no segundo setor costal em alguns Periscelidinae. RP_2 e M não convergentes. Veia transversal bm-cu, dm-cu e célula cup variáveis 77

77(76). Anepisterno cerdoso e com uma cerda sobressaindo-se próximo à margem posterior. Olhos glabros. Cerdas pós-ocelares convergentes, mas em geral pequenas. Célula cup presente (Fig. 40.100). Células bm e dm separadas .... **74. Lauxaniidae** (parte)

— Anepisterno glabro; se cerdoso, então sem cerda sobressaindo-se na margem posterior, se com uma ou mais cerdas alongadas na margem posterior, então olhos com microcerdas e cerda vertical interna proclinada. Cerdas pós-ocelares em geral divergentes ou ausentes, se convergentes ou cruzadas, então célula cup ausente. Células bm e dm confluentes 78

78(77). Triângulo ocelar longo e bem definido (Fig. 40.76). Arista nua a pubescente. Cerdas ocelares presentes, algumas vezes pequenas. Veia C estendendo-se até M, mas algumas vezes mais fraca no último setor (Fig. 40.113). Cerdas pós-ocelares nunca divergentes ..... **90. Chloropidae** (parte)

— Triângulo ocelar não como acima. Arista bipectinada, com cerdas dorsais e ventrais longas e espaçadas. Cerdas ocelares podem estar completamente ausentes (Stenomicrinae) ou veia C termina abruptamente em RP_2 (Periscelidinae) (Fig. 40.108). Cerdas pós-ocelares divergentes ou ausentes ..... **84. Periscelididae** (parte)

79(64). Arista apical ou subapical. Pedicelo com um apêndice digitiforme na face interna, adjacente ao primeiro flagelômero. Corpo, inclusive a cabeça, alongado. Pernas caracteristicamente longas. Veia AA (A_1) curta (Fig. 40.87) . ..... **58. Neriidae** (parte)

— Outra combinação de caracteres 80

80(79). Pedicelo com uma projeção triangular, externa e medianamente sobre o primeiro flagelômero, que geralmente é arredondado. Cerdas pós-ocelares sempre divergentes. Vibrissa presente (*cf.* Figs. 40.66-67) e quatro ou mais cerdas fronto-orbitais presentes ..... **80. Clusiidae**

— Pedicelo sem projeção triangular. Outros caracteres variáveis 81

81(80). Cabeça mantida longe do tórax por pronoto alargado e semelhante a um pescoço. Escutelo bulboso. Abdômen geralmente amarelo, oval, mais largo que o tórax. Cerdas do tórax reduzidas. Asa sem álula ou lobo anal ..... **63. Somatiidae**

— Outro conjunto de caracteres 82

82(81). Cerdas pós-ocelares divergentes ou ausentes. Vibrissa ausente (Fig. 40.77), mas algumas vezes com cerdas parafaciais semelhantes ..... **96. Ephydridae** (parte)

— Outro conjunto de caracteres 83

83(82). Duas cerdas ocelares fortes situadas de cada lado e adjacentes ao tubérculo ocelar. Cerdas pós-ocelares convergentes. Duas cerdas fronto-orbitais (parafrontais) (ver Fig. 40.66). Vibrissa presente. Veia AA incompleta, curta, estendendo-se desde metade a dois terços da distância da célula cup até a margem da asa (Fig. 40.109) ..... **86. Heleomyzidae** (parte)

— Cerdas ocelares situadas sobre o tubérculo ocelar ou ausentes. Outro conjunto de caracteres 84

84(83). Uma das cerdas fronto-orbitais superiores proclinada, situada aproximadamente no centro da margem lateral da fronte, antes, fora ou dentro e adjacente às outras cerdas fronto-orbitais, que são reclinadas; fronto-orbitais inferiores nunca convergentes 85

— Geralmente nenhuma cerda fronto-orbital proclinada. Se proclinada ou divergente (por cima da margem ocular) (apenas em Milichiidae), então cerdas fronto-orbitais inferiores convergentes; todas as cerdas fronto-orbitais dispostas aproximadamente em uma fileira 87

85(84). Cerda fronto-orbital proclinada situada para fora e adjacente às cerdas fronto-orbitais reclinadas, entre estas e a margem ocular. Asa com uma quebra costal no final de subcostal .... **94. [Diastatidae]**

— Cerda fronto-orbital proclinada situada anterior ou internamente adjacente às cerdas fronto-orbitais reclinadas. Asa com duas quebras costais, ao nível da h e da subcostal (Fig. 40.110) 86

86(85). Placa frontal e cerdas fronto-orbitais afastadas da margem ocular ..... **93. Curtonotidae**

— Placa frontal e cerdas fronto-orbitais aproximadas da margem ocular ..... **95. Drosophilidae**

87(84). Vértice em forma de sela. Apenas uma cerda fronto-orbital presente ..... **86. Heleomyzidae** (parte)

— Vértice nunca em forma de sela. Número de cerdas fronto-orbitais diferente do acima 88

88(87). Vibrissa ausente. Cerdas longas ausentes, mesmo na margem ântero-inferior da gena. Pós-ocelares sempre distintamente divergentes 89

— Vibrissa presente. Em certos casos, várias cerdas ocorrem ao longo da margem ântero-ventral da gena, assemelhando-se a vibrissas. Pós-ocelares variáveis 96

89(88). Veia AA estendendo-se até a margem da asa (Fig. 40.93) ... 90

— Veia AA incompleta, não atinge a margem da asa (Fig. 40.89) **93**

90(89). Apenas uma cerda fronto-orbital presente. CuA_2 curvada de maneira convexa e um tanto transversal, fechando a diminuta célula cup (Fig. 40.90). Veia AA ligeiramente em forma de "S" invertido, comparativamente longa, pelo menos três vezes mais longa que a célula cup (Fig. 40.90) .... **65. Lonchaeidae** (parte)

— Geralmente com mais de uma cerda fronto-orbital. CuA_2 um tanto transversal, fechando a célula cup, mais ou menos em forma de "S", conferindo uma ponta mais ou menos distinta à célula cup (Figs. 40.93, 95); Veia AA muito curta e só perceptível por exame detalhado ou muito comprida. Veia AA geralmente reta a ligeiramente convexa, no máximo duas vezes o comprimento da célula cup **91**

91(90). Cerdas fronto-orbitais inferiores convergentes. Veia subcostal quase sempre interrompida abaixo da quebra costal e conectada a ela por uma dobra vertical formando um ângulo reto ou quase assim (Fig. 40.95) ..... **70. Tephritidae**

— Outra combinação de caracteres **92**

92(91). Ocelos ausentes e cerdas fronto-orbitais pouco desenvolvidas ..... **68. Pyrgotidae**

— Ocelos e cerdas fronto-orbitais bem desenvolvidas .... **72. Ulidiidae** (parte)

93(89). Cerda notopleural anterior ausente ..... **62. Psilidae**

— Cerda notopleural anterior presente (*cf* Fig. 40.71) **94**

94(93). Em geral, abdômen com sintergito I+II com um ou mais pares de cerdas laterais sobressaindo-se no disco; e/ou pelo menos o fêmur posterior com um a muitos pares de cerdas ântero e póstero-ventrais fortes. Se nenhuma dessas características presente, então cerda supra-alar pré-sutural desenvolvida (*cf* Fig. 40.71) ou ponte poscoxal presente. Célula cup sem extensão angular no ápice (Fig. 40.94). Fronte com uma cerda fronto-orbital ..... **69. Richardiidae**

— Outra combinação de caracteres **95**

95(94). Todas as cerdas fronto-orbitais (quatro ou mais) curvadas para fora (por cima da margem ocular) (Fig. 40.68). Parte superior da face dilatada, separando as bases das antenas. Abertura bucal alargada. Formas pequenas e relativamente robustas ..... **89. Canacidae** (parte)

— Sem essa combinação de caracteres. Formas longas e delgadas, pernas longas e delgadas ..... **60. Tanypezidae**

96(88). Abertura bucal ampla. Parte superior da face dilatada, separando as bases das antenas **97**

— Abertura bucal não conspicuamente ampla. Parte superior da face não dilatada **98**

97(96). Cerdas fronto-orbitais (quatro ou mais) curvadas para fora, por cima da margem ocular (Fig. 40.68). Veia AA curta, muito mais curta que a célula cup (Fig. 40.112) .... **89. Canacidae** (parte)

— Sem essa combinação de caracteres ..... **85. Teratomyzidae**

98(96). Com uma ou várias cerdas fronto-orbitais inferiores (mais próximas à antena) curvadas para dentro; se fronto-orbitais inferiores ausentes, então pelo menos a inferior das fronto-orbitais da metade superior é proclinada ou curvada para fora **99**

— Sem cerdas fronto-orbitais curvadas para dentro na metade inferior da fronte **101**

99(98). Labela alongada e probóscide geniculada. Pelo menos a cerda fronto-orbital mais ventral da metade dorsal (superior) da fronte é proclinada ou curvada para fora. Veia AA mais curta que a célula cup (Fig. 40.114) ..... **91. Milichiidae**

— Outra combinação de caracteres **100**

100(99). Veia C evanescente entre os ápices de RP_2 e M (Fig. 40.105) ..... **81. Odiniidae**

— Veia C sempre bem desenvolvida até M (Fig. 40.106) .... **82. Agromyzidae**

101(98). Veia AA muito curta, reduzida a um pequeno apêndice (Fig. 40.115); veia CuA_2 reta. Labela distintamente alongada. Probóscide geniculada ..... **92. Tethinidae**

— Outra combinação de caracteres **102**

102(101). Cerdas pós-ocelares longas e fortes, pelo menos tão longas quanto as cerdas verticais adjacentes, sempre divergentes **103**

— Cerdas pós-ocelares convergentes, geralmente cruzadas, às vezes paralelas ou ligeiramente divergentes; neste caso, delicadas, piliformes e sempre mais curtas e finas que as cerdas verticais adjacentes **104**

103(102). Campo subcostal estreito (Fig. 40.91). Duas cerdas fronto-orbitais. Parte superior da face, membranosa. Corpo de coloração não enegrecida ..... **66. Piophilidae**

— Campo subcostal alargado (Fig. 40.90). Apenas uma cerda fronto-orbital. Parte superior da face esclerosada. Corpo predominantemente negro, com reflexos metálicos .... **65. Lonchaeidae** (parte)

104(102). Cerdas pós-ocelares distintamente cruzadas, além de uma cerda lateral (paravertical) também dirigida para dentro. Veia bm-cu ausente, de maneira que é células bm e dm são confluentes. Veia subcostal incompleta ..... **59. Cypselosomatidae**

— Somente cerdas pós-ocelares presentes, sem a cerda lateral. Outros caracteres variáveis ..... **86. Heleomyzidae** (parte)

105(1). Flagelo com dois ou mais flagelômeros, sem arista ou estilo ..... **2. Tipulidae** (parte)

— Flagelo com apenas um flagelômero, com arista ou estilo **106**

106(105). Coxas distintamente separadas. Segmentação abdominal às vezes indistinta **107**

— Coxas contíguas. Segmentação abdominal distinta **110**

107(106). Mesonoto curto, menos que metade do comprimento da cabeça quando visto dorsalmente e contíguo ao segmento abdominal I+II. Escutelo ausente. Tarsos sem garras, mas com um pente de dentes. Parasitas de abelhas .... **88. Braulidae**

— Mesonoto diferenciado dos segmentos abdominais. Escutelo presente. Tarsos com garras. Parasita de aves e mamíferos **108**

108(107). Cabeça pequena e estreita, dobrando-se para trás num sulco do escudo torácico. Moscas com aspecto semelhante a aranhas. Parasitas de morcegos ..... **47. Nycteribiidae**

— Cabeça larga, não se dobrando para trás num sulco do escudo torácico. Moscas com aspecto diferentes. Parasita

de aves e mamíferos (morcegos) **109**

109(108). Olhos compostos desenvolvidos, ovais verticalmente. Cabeça encaixando-se numa emarginação do tórax. Palpo alongado. Ectoparasitas de aves ou mamíferos, exceto morcegos ..... **46. Hippoboscidae** (parte)

— Olhos compostos reduzidos e pequenos, às vezes ausente. Cabeça com pescoço carnoso móvel. Palpo largo, foliáceo. Ectoparasitas de morcegos ..... **48. Streblidae** (parte)

110(106). Sutura ptilinial ausente. Antena aparentemente composta somente pelo flagelo globular, geralmente oculta, um tanto aprofundada em cavidade na cabeça ..... **43. Phoridae** (parte)

— Sutura ptilinial presente. Antena com os artículos distintos, dois ou três visíveis **111**

111(110). Basitarsômero posterior dilatado, mais curto que o segundo. Anepisterno glabro ..... **87. Sphaeroceridae** (parte)

— Basitarsômero posterior mais longo que o segundo, delgado. Anepisterno cerdoso **112**

112(111). Face achatada a côncava. Fronte com cerdas fronto-orbitais pequenas, piliformes. Propleura com carena vertical distinta ..... **90. Chloropidae** (parte)

— Face convexa (Fig. 40.77). Fronte com pelo menos um par de cerdas fronto-orbitais fortes. Propleura sem carena .... **96. Ephydridae** (parte)

Grande parte dos gêneros das famílias de Diptera que ocorrem no Brasil podem ser identificados pelas chaves apresentadas nos diferentes capítulos do livro "*Manual of Central American Diptera*" (Brown *et al.* 2009, 2010).

1. Limoniidae (Fig. 40.28). Limoniidae é a maior família de Tipulomorpha, com 10.332 espécies descritas no mundo, em 315 gêneros (Thompson 2008). Para a região Neotropical, são reconhecidas 2.369 espécies em 54 gêneros (Amorim *et al.* 2002), catalogadas por Alexander & Alexander (1970). Para o Brasil, estão registradas 486 espécies, mas a diversidade real do grupo certamente é muito maior. Tem sido tratada como subfamília de Tipulidae, mas distingue-se pelo último palpômero curto, de comprimento semelhante aos demais e veia transversal r-m alcançando a RP_2 (R_{4+5}) ou a RP_{2B} (R_5) além da bifurcação. De fato, Limoniidae é sabidamente parafilético em relação a Tipulidae e Cylindrotomidae (Ribeiro 2009). Ribeiro & Amorim (2002) apresentaram uma revisão da fauna brasileira de *Elephantomyia* Osten Sacken. Um catálogo mundial de Tipulomorpha, incluindo Limoniidae, está disponível online no endereço www.nlbif.eti.uva.nl/ccw.

2. Tipulidae (Figs. 40.7, 27). A família Tipulidae é cosmopolita, com 4.312 espécies descritas em 113 gêneros no mundo. Na região Neotropical, são 719 espécies em 14 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos são facilmente reconhecíveis pela forma delgada e alongada do corpo, pernas muito longas e finas, que se quebram com facilidade, asas alongadas e estreitas, e ausência de ocelos. Variam de 2 a 75 mm de comprimento. As larvas são alongadas, com cápsula cefálica distinta. Habitam ambientes desde estritamente aquáticos, como águas correntes ou águas que se acumulam em plantas, como bromélias, até completamente terrestres, em matéria vegetal em decomposição, madeira ou terra úmida próxima a riachos (Alexander & Alexander 1970).

3. Anisopodidae (Fig. 40.23). Corpo estreito e alongado com pernas longas e finas. Variam entre 2 e 12 mm de comprimento. Cosmopolita com 159 espécies em sete gêneros no mundo (Thompson 2008), embora rara em algumas regiões. Na região Neotropical, são encontradas 63 espécies (Hancock & Amorim 2009). Há adições mais recentes em relação ao catálogo da família publicado por Papavero (1967a), com a descrição de espécies de *Olbiogaster* por Tozoni (1993). A família tem posição incerta tanto taxonomica quanto nomenclaturalmente. No atual conceito, Olbiogastridae e Mycetobiidae estão incluídos nos Anisopodidae (por exemplo, Amorim *et al.* 2002).

4. Bibionidae (Fig. 40.5). Os adultos possuem corpo robusto e são encontrados indivíduos de 2 a 15,5 mm de comprimento (Pinto & Amorim 2000). Estão descritas 751 espécies em nove gêneros (Thompson 2008). Na Região Neotropical, as espécies foram catalogadas por Hardy (1966), com 169 espécies em oito gêneros (Amorim *et al.* 2002). A estrutura da cabeça é bastante característica e, em quase todas as espécies, os machos têm os olhos diferenciados, sendo os omatídios dos dois terços superiores maiores. Os adultos são encontrados principalmente sobre flores, voam mal e lentamente. As larvas vivem em matéria orgânica em decomposição, em solos ricos em húmus e entre raízes de plantas, podendo causar danos em plantas de importância econômica. Pinto & Amorim (2000) sintetizaram o conhecimento sobre a família, fornecendo dados de biologia, paleontologia e morfologia dos vários gêneros, incluindo uma filogenia para a família.

5. Cecidomyiidae (Fig. 40.17). Grande família, cosmopolita, com adultos delicados, que variam entre 1 e 5 mm de comprimento. Antenas e pernas relativamente longas e venação bastante reduzida. Estão descritas 6.059 espécies em 740 gêneros no mundo (Gagné 2004; Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 360 espécies em 130 gêneros (Amorim *et al.* 2002). As larvas da maioria das espécies vivem em plantas, onde induzem a formação de galhas, sendo geralmente monófagas. Embora as galhas sejam encontradas em todas as partes da planta, cada espécie tem especificidade em relação ao órgão vegetal atacado e à morfologia característica da galha. Larvas de algumas espécies ocorrem sob a casca de árvores, em plantas em decomposição ou em fungos, ou como inquilinos de galhas induzidas por outra espécie, ou ainda como predadores de artrópodes. As larvas possuem coloração avermelhada ou branca. A cápsula cefálica é muito reduzida, o que é incomum entre nematóceros, e têm ainda uma estrutura única entre os dípteros, a espátula, presente em quase todas as espécies, com função de auxiliar na emergência do adulto, cortando o tecido vegetal, no caso de espécies cujas pupas ocorrem no interior de galhas, ou de auxiliar as larvas a se enterrarem no solo, no caso de espécies cujas pupas ocorrem no solo. Muitas espécies indutoras de galhas têm importância econômica. São pragas de arroz, sorgo, manga e maçã em diversos países (França, Inglaterra, Estados Unidos, China e outros). No Brasil, são poucos exemplos de espécies que podem causar

prejuízos a plantas cultivadas, como *Iatrophobia brasiliensis* Rübsaamen e *Clinodiplosis profusa* Maia. Essas espécies são indutoras de galhas em folhas de mandioca (aipim, macaxeira) e de pitangueira, respectivamente. Estudos recentes sobre a diversidade dos Cecidomyiidae no Brasil têm se concentrado em áreas de restinga (Maia 2001, Maia *et al.* 2008) e de cerrado (Maia & Fernandes 2004), evidenciando a grande riqueza de espécies nesses biomas.

6. Sciaridae (Fig. 40.22). Variam entre 1 e 11 mm de comprimento, os Sciaridae geralmente são enegrecidos. São conhecidas 2.223 espécies em 114 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 193 espécies em 29 gêneros (Amorim *et al.* 2002). A família é bem distribuída e seus representantes estão adaptados a uma grande variedade de climas. Foi tratada por alguns autores como subfamília de Mycetophilidae. Os adultos vivem em lugares sombreados e úmidos e podem ser reconhecidos pelos olhos que se tocam acima da base da antena e pela veia r-m que se alinha com o segundo setor de RP (Rs). As larvas geralmente se alimentam de matéria orgânica em decomposição, excremento animal ou fungos. O corpo geralmente é pálido e a cápsula cefálica, preta brilhante. As espécies da região Neotropical são pouco estudadas (Amorim 1992).

7. Rangomaramidae. Essa é uma família pequena, de distribuição relictual, que congrega espécies atuais relacionadas a grupos conhecidos do Jurássico e do Cretáceo inferior. São conhecidas 45 espécies de 14 gêneros no mundo, havendo ainda outros quatro gêneros cuja relação com a família não está confirmada. A maior parte dos gêneros incluídos em Rangomaramidae teve posição incerta (por exemplo, em Sciaridae e Diadocidiidae) durante muitas décadas reunidas na família a partir de uma análise filogenética dos Mycetophiliformia (Amorim & Rindal 2007). Chave para os gêneros do mundo pode ser encontrada em Amorim & Rindal (2007). Para a região Neotropical, são conhecidas 20 espécies em seis gêneros. Para o Brasil, há registro de uma espécie de *Chiletricha* Chander e uma espécie de *Colonomyia* Colless. Quase nada se sabe sobre a biologia das espécies da família, havendo alguma informação apenas para *Rangomarama* Jaschhof & Didham, da Nova Zelândia. A maior parte das espécies vive em florestas temperadas nos dois hemisférios, mas há algumas espécies conhecidas de florestas tropicais do Brasil e da Costa Rica.

8. Ditomyiidae (Fig. 40.18). São conhecidas 93 espécies de Ditomyiidae em 16 gêneros no mundo (Thompson 2008), tendo sido tratada como subfamília de Mycetophilidae por autores mais antigos. Na região Neotropical, são registradas 44 espécies em nove gêneros (Amorim *et al.* 2002). Dados biológicos das espécies neotropicais são praticamente desconhecidos (Papavero 1977b), exceto o fato de viverem em florestas úmidas. Em outras regiões, há associação conhecida das larvas com fungos.

9. Diadocidiidae (Fig. 40.19). Os adultos são pequenos, variando entre 2 e 6 mm de comprimento. Estão descritas 19 espécies em seis gêneros no mundo (Thompson 2008). Já foi tratada como subfamília de Mycetophilidae. Na região Neotropical, são conhecidas duas espécies (Jaschhof & Jaschhof 2007). Larvas de *Diadocidia* Ruthe vivem em tubos em madeira com muco (Papavero 1977a). No Brasil, é conhecida uma espécie de *Diadocidia* (Papavero 1977a).

10. Keroplatidae (Fig. 40.20). Há 909 espécies em 84 gêneros descritas no mundo para Keroplatidae (Thompson 2008). Na região Neotropical, são 151 espécies em 15 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Já foi tratada como subfamília de Mycetophilidae. As larvas tecem teias com mucos e algumas espécies de diferentes gêneros são luminescentes como em *Arachnocampa* Edwards, que ocorrem na Austrália, Tasmânia e Nova Zelândia. Larvas de *Orfelia* Costa são primariamente predadoras (Papavero 1978a).

11. Lygistorrhinidae. Estão descritas para Lygistorrhinidae 30 espécies em sete gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas sete espécies de *Lygistorrhina* Williston, já incluídas dentro do gênero *Probolaeus* (Amorim *et al.* 2002). A família foi catalogada por Papavero (1977c) e já foi tratada como subfamília de Mycetophilidae. Não se conhecem dados sobre os imaturos.

12. Mycetophilidae (Fig. 40.21). Mycetophilidae é uma das grandes famílias de Diptera, cosmopolita, com mais de 4.100 espécies em mais de 200 gêneros no mundo (Thompson 2008). Está bem representada em áreas de florestas temperadas e tropicais. Na Região Neotropical, são conhecidas 991 espécies em 50 gêneros (Amorim *et al.* 2002). São delicados a ligeiramente robustos, variando entre 2 e 13 mm de comprimento. Os adultos possuem coxas alongadas, olhos densamente cerdosos e membrana da asa geralmente com muitas microcerdas. São encontrados em lugares úmidos próximo a matéria vegetal em decomposição (Papavero 1978b). A maioria das larvas parece se alimentar do micélio, esporófito ou hifas de fungos crescendo em matéria vegetal em decomposição (Rindal & Søli 2006). Secundariamente, algumas espécies atacam frutas em decomposição, sendo conhecido ao menos um caso de espécie galhadora.

Chave para as subfamílias (modificado de Vockeroth 2009)

1. Membrana alar com microcerdas irregularmente arranjadas e com macrocerdas presentes ou ausentes, ou microcerdas ausentes e macrocerdas abundantes. Sc alcançando C, R ou terminando livre. RP_1 presente ou ausente. Laterotergito cerdoso ou nu. Ocelos em posição variada, os ocelos laterais frequentemente afastados, mas nem sempre, da margem dos olhos **2**

— Microcerdas sempre presentes e, especialmente próximo ao ápice da asa, arranjados em linhas longitudinais mais ou menos regulares; macrocerdas usualmente ausentes, no máximo poucas presentes na área anal. Sc terminando livre ou em RA; RP_1 ausente. Laterotergito cerdoso. Ocelos laterais tocando a margem dos olhos ..... **Mycetophilinae**

2(1). Cerdas tibiais finas arranjadas em fileiras longitudinais. Membrana alar sem macrocerdas **3**

— Cerdas tibiais finas arranjadas irregularmente. Membrana alar com ou sem macrocerdas **4**

3(2). Pedúnculo da bifurcação da veia M ausente; ramos de M presentes como veias destacadas, na parte distal da asa. Cabeça encaixada na extremidade anterior do tórax, a parte dorsal tão alta quanto a parte mais alta do escudo, com uma fileira de cerdas fortes presentes atrás dos olhos, direcionadas posteriormente. Ocelos laterais próximos à margem dos olhos. Pronoto e propleura com muitas cerdas curtas, mas sem cerdas fortes ..... **Manotinae** (*Manota* Williston)

— Pedúnculo da bifurcação da veia M presente, embora algumas vezes fraca. Cabeça inserida sob a extremidade anterior do tórax, não se estendendo dorsalmente até a altura da parte mais alta do escudo, sem cerdas fortes direcionadas posteriormente atrás dos olhos. Ocelos próximos ao centro da fronte. Pronoto e propleura com cerdas longas distintas ..... **Mycomyiinae**

4(3). Membrana alar com muitas macrocerdas, nem sempre com microcerdas ..... **Sciophilinae**

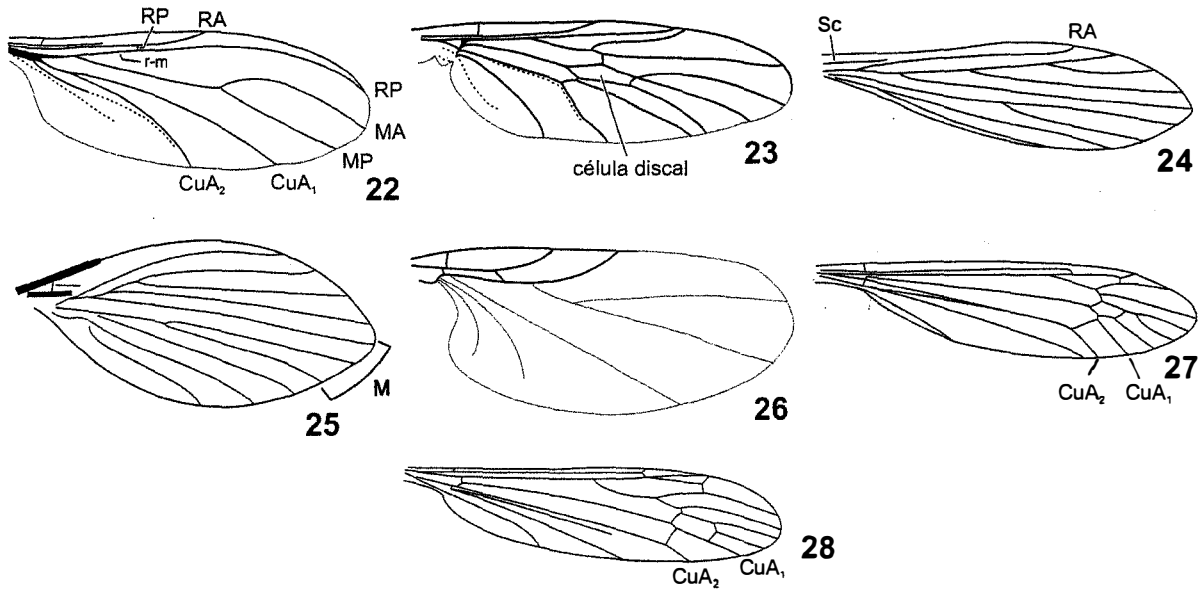
— Membrana alar sem macrocerdas ou, no máximo, com algumas no lobo anal; microcerdas densamente distribuídas na membrana **5**

5(4). Sc terminando livre, usualmente de comprimento próximo à veia h, algumas vezes até cinco vezes sua extensão; RA curta, terminando ao nível da bifurcação medial ou mais distalmente, de comprimento próximo à extensão de r-m; r-m praticamente longitudinal na asa ..... **Leiinae**

— Sc terminando em C ou em RA, ao menos três vezes tão longa quanto a veia h; RA longa, terminando além do ponto de bifurcação medial, mais longa que r-m; r-m oblíqua .... **Gnoristinae**

13. **Ceratopogonidae** (Fig. 40.11). Os ceratopogonídeos são diminutos, variando de 1 a 5 mm de comprimento e com ampla distribuição. São conhecidos vulgarmente como maruins ou mosquito pólvora. No mundo, estão descritas 5.622 espécies em 189 gêneros (Thompson 2008). Amorim *et al.* (2002) registraram 690 espécies em 32 gêneros na região Neotropical, que foram catalogados por Wirth (1974). A família contém quatro subfamílias (Ceratopogoninae, Forcipomyiinae, Dasyheleinae e Leptoconopinae), todas representadas no Brasil. As larvas são encontradas em ambientes úmidos ou aquáticos, têm corpo alongado e são excelentes nadadoras. Os adultos são encontrados próximo aos locais de criação das larvas. A maioria das espécies é crepuscular. As fêmeas são hematófagas ou predadoras. A picada das espécies hematófagas causa irritabilidade e, algumas vezes, é dolorosa. Espécies de *Culicoides* Latreille são vetores de filárias, protozoários sanguíneos e alguns vírus. Um breve histórico sobre a coleção de tipos de Ceratopogonidae do Instituto Oswaldo Cruz, onde está depositado material de pesquisadores como Adolpho Lutz, Antonio Emílio Goeldi, César Pinto, entre outros, foi apresentado por Felippe-Brauer & Oliveira (2001). Foram publicados levantamentos regionais e chaves de identificação parciais da fauna brasileira (Laender *et al.* 2004).

14. **Chironomidae** (Fig. 40.12). Esta família é cosmopolita, com 6.857 espécies em 490 gêneros (Thompson 2008). Os adultos variam entre 1 e 10 mm de comprimento. São delicados, semelhantes a mosquitos, mas não são hematófagos. Para a região Neotropical, foram registradas 205 espécies em 91 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os machos de quase todas as espécies possuem antenas muito plumosas. Os adultos têm hábitos crepusculares ou noturnos, frequentemente formando enxames no pôr-do-sol. A maioria dos adultos não se alimenta, exceto algumas espécies terrestres. Um grande número de espécies alimenta-se de *honeydew*, hábito alimentar que pode ser mais comum que conhecido. A maioria das larvas é aquática, outras ocorrem em solos úmidos, sob a casca de árvore ou em matéria orgânica em decomposição. As larvas aquáticas possuem deslocamento característico, em chicote; algumas têm coloração vermelha, em função da



Figuras 40.22-28. Grupos basais de Diptera, asas. **22**, Sciaridae, *Rhynchosciara baschanti* Breuer; **23**, Anisopodidae, *Olbiogaster* sp.; **24**. Psychodidae, Phlebotominae, *Lutzomyia* sp.; **25**, Psychodidae; **26**, Scatopsidae, *Ectaetia* sp.; **27**, Tipulidae; **28**, Limoniidae.

presença de hemoglobina na hemolinfa. As larvas têm pernas protorácicas e um par de papilas no segmento anal, com um tufo de cerdas.

15. Simuliidae (Fig. 40.13). Cosmopolita, conhecidos vulgarmente como borrachudos ou piuns. No mundo, são 2.079 espécies em 77 gêneros (Thompson 2008). Na região Neotropical, há 348 espécies descritas em cinco gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 1 e 6 mm de comprimento, possuem aspecto corcunda, asa larga, coberta com microcerdas, veias anteriores fortes e posteriores fracas. As fêmeas da maioria das espécies hematófagas picam vorazmente, produzindo irritação severa, frequentemente acompanhada por manifestações tóxicas e alérgicas. As picadas podem causar hemorragia. As larvas são aquáticas, ocorrendo em águas correntes, presas a pedras e outros substratos através de um disco de fixação situado na extremidade posterior do corpo. Têm grande importância econômica, em especial na saúde pública, uma vez que são vetores do agente etiológico causador da oncocercose na África tropical, América Central e norte da América do Sul. Os principais vetores dessa filariose são várias espécies de *Simulium* Latreille. Outros simulídeos podem ser transmissores de protozoários parasitas de aves e viroses patogênicas a vários animais. O conhecimento dos simulídeos como vetor de organismos patogênicos foi sumarizado por Crosskey (1973). Os adultos são bastante homogêneos, com poucos caracteres morfológicos distintivos, o que às vezes dificulta sua identificação. No Brasil, foram divulgados levantamentos regionais e chaves de identificação parciais (como Vulcano 1967, Araújo-Coutinho *et al.* 1988, Strieder *et al.* 1992), além do catálogo atualizado da família para a região Neotropical e de um manual ilustrado com chaves de identificação de gêneros (Coscarón *et al.* 2008, 2009).

16. Culicidae (Figs. 40.1-2). Os culicídeos formam uma família numerosa e cosmopolita (WRBU 2006), conhecidos vulgarmente como pernilongos, mosquitos, muriçocas e carapanãs. No mundo, ocorrem 3.610 espécies em 178 gêneros (Thompson 2008). Na região Neotropical, são 941 espécies em 24 gêneros (Amorim *et al.* 2002). São delicados, variando entre 3 e 9 mm de comprimento. Os adultos possuem a maior parte do corpo e pernas revestidas por escamas. A probóscide é fina, muito mais longa que a cabeça, com peças bucais alongadas, incluídas em um estojo formado pelo lábio. Macho com o palpo desenvolvido, geralmente tão longo quanto a probóscide. As larvas e pupas são aquáticas, sendo nadadores ativos em águas lentas. Larvas de algumas espécies são predadoras de outras larvas de mosquitos, podendo ser úteis ao homem, controlando espécies de *Toxorhynchites* Theobald, por exemplo. A ovipostura das espécies de *Culex* L. é característica, os ovos sendo depositados em forma de jangada. *Anopheles* Meigen colocam os ovos isoladamente e *Aedes* Meigen, perto da água. Os adultos da maioria das espécies são mais ativos durante o crepúsculo ou à noite. As fêmeas são hematófagas, geralmente necessitando de sangue para o amadurecimento dos ovos a partir do primeiro lote. Os machos alimentam-se de néctar e outros líquidos vegetais. Três gêneros são mais importantes sob o ponto de vista médico — *Anopheles*, *Aedes* e *Culex* — por sua condição de vetores de agentes etiológicos causadores de doenças do homem, como malária, dengue e filariose, respectivamente.

17. Dixidae (Fig. 40.14). Cosmopolita, com 185 espécies em nove gêneros conhecidos no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, a família é representada por 19 espécies em dois gêneros (Amorim *et al.* 2002), *Dixiella* Dyar & Shannon e *Nothodixa* Edwards, o primeiro com espécies ocorrendo no Brasil (Stone 1966b). Os adultos possuem aparência geral semelhante a pernilongos, com pernas e antenas longas, porém sem escamas nas asas. Variam entre 2 e 8 mm de comprimento, com tegumento brilhante e não picam. As larvas são aquáticas, têm o corpo dobrado em forma de "U", locomovendo-se por distensão e encurvamento alternado do corpo e alimentam-se de algas. As pupas ficam afixadas no substrato, levemente acima da superfície da água (Stone 1966b).

18. Corethrellidae (Fig. 40.15). A família é considerada por diversos autores como subfamília de Chaoboridae (Stone 1966a). Seus membros são caracterizados pela veia RA (R_1) terminando na veia costal mais próxima à subcostal que à RP e pela presença de poucas cerdas no clípeo. Estão descritas 66 espécies em três gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, foram catalogadas 44 espécies, distribuídas em dois gêneros (Stone 1966a).

19. Chaoboridae. Cosmopolita, semelhante a pernilongos, os caoborídeos não picam e possuem poucas escamas nas asas. São conhecidas 54 espécies em 19 gêneros (Thompson 2008). Para a região Neotropical, foram registradas 11 espécies em dois gêneros, computando apenas Chaoborinae (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam de 1,5 a 10 mm de comprimento, são delicados, sem ocelos, com pedicelo muito alargado, veia RA (R_1) terminando na veia costal próximo ao ápice da asa, mais próximo da RP que da subcostal, clípeo com muitas cerdas. São insetos muito comuns, apesar de ter poucas espécies descritas. As larvas são aquáticas, a maioria com um sifão respiratório no segmento VIII.

20. Blephariceridae (Fig. 40.16). A família Blephariceridae é cosmopolita, com clara preferência por ambientes mais temperados. Estão descritas 318 espécies em 35 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 63 espécies em cinco gêneros (Amorim *et al.* 2002), foram catalogadas por Hogue (1971). Os adultos são alongados, com pernas longas e finas, semelhantes a pernilongos, mas robustos, possuem olhos divididos transversalmente em uma região superior com omatídios grandes e uma região inferior com omatídios menores. São encontrados próximo de riachos, mas não são comuns. As larvas vivem em águas torrenciais, presas às pedras por uma série de ventosas ventrais. A fauna brasileira está representada por espécies, quase todas pertencentes a *Kelloggina* Williston.

21. Psychodidae (Figs. 40.24-25). De distribuição cosmopolita exceto Antártida, os Psychodidae contam com 2.886 espécies descritas em 200 gêneros no mundo (Thompson 2008). Os adultos variam de 1 a 5 mm de comprimento. A família está dividida em seis subfamílias: Bruchomyiinae, Horaiellinae, Phlebotominae, Psychodinae, Sycoracinae e Trichomyiinae. Os adultos possuem o corpo coberto por muitas cerdas, o que lhes confere um aspecto semelhante ao de uma pequena mariposa. Sua posição de repouso é característica, com as asas mantidas juntas sobre o abdômen. Para a região Neotropical, estão registradas 230 espécies de Phlebotominae e 140 nas demais subfamílias em 20 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos são principalmente noturnos e a maioria das espécies pode ser encontrada em locais úmidos e sombreados. As larvas são livres, ápodes, eucéfalas, geralmente anfipnêusticas e são encontradas em meios aquáticos ou semiaquáticos ou locais úmidos, a mais conhecida delas crescendo junto a ralos de banheiros. A maioria das espécies é inofensiva ao homem, mas as espécies de *Phlebotomus* Rondani, conhecidas vulgarmente como birigui ou tatuquira, são hematófagas e possuem grande importância para a saúde humana, pois são vetores de etiológicos causadores de diferentes tipos de leishmaniose.

22. Scatopsidae (Fig. 40.26). Família relativamente pequena, os Scatopsidae são cosmopolitas, com 337 espécies em 33 gêneros no mundo (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 0,6 e 3,0 mm de comprimento e geralmente possuem coloração escura. Para a região Neotropical, são registradas 62 espécies em 22 gêneros (Amorim 2009a). Para o Brasil, há registros publicados de apenas seis espécies, de seis gêneros, mas há dezenas de espécies não descritas para o país, distribuídas ao menos em 14 gêneros. Os adultos possuem antenas com 5 a 10 flagelômeros curtos e asa com venação reduzida; veias costal, RA e RP fortes e as restantes fracas, RP curta, terminando antes da metade da asa. As larvas têm como substrato matéria orgânica em decomposição e excrementos (Cook 1967). Os representantes dessa família não são particularmente comuns em coleções científicas no Brasil (Carvalho *et al.* 2002a).

23. Athericidae (Fig. 40.46). Athericidae foi incluída em Rhagionidae até há pouco tempo (Stuckenberg 1973). São conhecidas 122 espécies em nove gêneros no mundo (Thompson 2008). Quatro gêneros ocorrem na região Neotropical, *Atherix* Meigen, *Dasyomma* Macquart, *Suragina* Walker e *Xeritha* Stuckenberg. As 27 espécies neotropicais desses gêneros foram catalogadas por James (1968) em Rhagionidae, sendo que Santos (2008) apresentou uma classificação atualizada e a distribuição das espécies da família. Uma espécie de *Suragina* cujas fêmeas são hematófagas foi registrada para o extremo norte do Brasil (Rafael & Henriques 1990). Adultos variam de 7 a 8 mm de comprimento e são semelhantes às mutucas (tabanídeos). As larvas neotropicais ainda são desconhecidas. Nas outras regiões, as larvas são aquáticas, predadoras de larvas de insetos aquáticos (Rozkosny & Nagatomi 1997). Uma chave para separação dos gêneros do mundo foi publicada por Nagatomi (1984) e Rafael & Henriques (1990) publicaram chave para identificação das espécies de *Suragina* neotropicais.

24. Rhagionidae (Fig. 40.45). Historicamente tem sido uma família bastante heterogênea, incluindo gêneros relacionados a outros dípteros braquíceros, basicamente devido à falta de conhecimento filogenético da base de Diptera. Isso fica claro no catálogo de James (1968), onde estão incluídos representantes de grupos hoje tratados como famílias diferentes: *Vermileo* Macquart (atualmente em Vermileonidae, sem registro no Brasil) e *Atherix* Meigen, *Dasyomma* Macquart e *Suragina* Walker (atualmente em Athericidae). São conhecidas 706 espécies em 34 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 97 espécies (James 1968, Santos 2008). Os adultos variam de 4 a 15 mm de comprimento; possuem pernas longas, delgadas, abdômen alongado e cônico. São visualizados geralmente sobre a vegetação e os hábitos alimentares são pouco conhecidos; algumas espécies alimentam-se de pólen e néctar. As larvas das espécies neotropicais são desconhecidas; as larvas conhecidas de outras regiões são aquáticas, predadoras, saprófagas ou coprófagas. Chave para identificação das subfamílias e gêneros do mundo foi publicada por Nagatomi (1982). Uma espécie de *Atherimorpha* White foi descrita do Brasil (Rio de Janeiro e Minas Gerais) e várias espécies de *Chrysopilus* Macquart reportadas para o Brasil (Coscarón & Coscarón 1995; Santos 2008).

25. Tabanidae (Figs. 40.29-31, 44). Moscas conhecidas popularmente como mutucas ou botucas. São conhecidas cerca de 4.500 espécies em cerca de 230 gêneros no mundo. Para a região Neotropical, estão descritas pouco mais de 1.200 espécies (A.L. Henriques, comun. pessoal). Os adultos têm voo forte e variam de 5 a 25 mm de comprimento. A maioria das fêmeas é hematófaga, atuando como pragas e vetores de agentes patogênicos (bactérias, vírus, protozoários e helmintos) de animais silvestres e domésticos (Krinsky 1976). Quando muito abundantes, podem causar prejuízos por dificultar o trabalho no campo, afastando frequentadores de locais de veraneio, e causando grande estresse nos animais domésticos, prejudicando sua alimentação e descanso. A maioria das espécies tem como hospedeiros os mamíferos e alguns répteis e até aves (Ferreira *et al.* 2002, Oliveira *et al.* 2002). Algumas espécies são miméticas de abelhas, outras de vespas. A fauna menos conhecida é a da copa das árvores, que só começou a ser explorada na Amazônia, com o uso de armadilhas adaptadas para capturar a fauna do dossel (Rafael & Gorayeb 1982). São coletados com frequência em armadilhas Malaise e os machos são atraídos por armadilhas luminosas. O local com mais alta riqueza de espécies conhecida no Brasil é a Reserva Ducke, em Manaus, com 84 espécies (Henriques 2004, 2009). As larvas são predadoras, aquáticas, semiaquáticas e mais raramente terrestres. Os gêneros que ocorrem no Brasil podem ser identificados utilizando a chave de Coscarón & Papavero (1993). Turcatel *et al.* (2007) publicaram chave pictórica para subfamílias, tribos e gêneros das espécies que ocorrem no estado do Paraná. Krolow *et al.* (2007) apresentaram chave pictórica para os gêneros que possuem espécies ocorrendo nos campos sulinos. Chave ilustrada para os gêneros de Tabanidae e catálogo das espécies que ocorrem no Brasil pode ser encontrada em Coscarón & Papavero (2009a, b).

26. Xylophagidae (Figs. 40.33, 47). Já foram descritas 136 espécies em nove gêneros (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 28 espécies em cinco gêneros (Amorim *et al.* 2002). As espécies foram catalogadas por James (1975b). Está representada no Brasil por *Rachicerus* Walker que variam de 4 a 14 mm de comprimento (James 1975b). Esse gênero às vezes é tratado como uma família separada, Rachiceridae (Nagatomi 1997). Os adultos são fáceis de serem identificados pela antena pectinada. As larvas das espécies neotropicais são desconhecidas; as conhecidas de outras regiões são predadoras e foram encontradas em troncos em decomposição (Nagatomi 1997). As espécies brasileiras foram revisadas por Carrera (1945).

27. Pantophthalmidae (Figs. 40.32, 48). Os Pantophthalmidae são moscas grandes, podendo atingir 50 mm de comprimento. Para a região Neotropical, estão registradas 20 espécies em dois gêneros: *Opetiops* Enderlein, com uma espécie, e *Pantophthalmus* Thunberg, com 19 (Papavero 2009c). Os dois gêneros ocorrem no Brasil, o segundo com 11 espécies conhecidas. Não há registros para a região Nordeste (Val 1976). As larvas são xilófagas. A empupação ocorre na entrada das galerias com a porção anterior da pupa aparecendo no exterior (Papavero 1967b). As espécies foram revisadas por Carrera & d'Andretta (1957) e Val (1976). Papavero (2002) catalogou as espécies amazônicas. Um manual ilustrado para a identificação dos gêneros, com informações sobre a biologia da família, foi publicado por Papavero (2009d).

28. Stratiomyidae (Fig. 40.49). A família Stratiomyidae é reconhecida por uma venação peculiar: célula discal pequena, com altura e comprimento aproximadamente idênticos, e ramos radiais espessos, posicionados próximos à margem costal. Família diversa, com 2.660 espécies descritas em 374 gêneros (Thompson 2008). As espécies neotropicais foram catalogadas por James (1973) e um catálogo mundial foi publicado por Woodley (2001). Para a região Neotropical, estão registradas 987 espécies (J.R. Pujol-Luz, comum. pessoal). Adultos variam de 2 a 20 mm de comprimento, com exceção dos Chiromyzinae, que podem atingir 54 mm. São comuns na vegetação, flores e matéria vegetal em decomposição, mas muitas espécies estão associadas à polinização. Em grande escala, as espécies da família são miméticas de vespas. As larvas são terrestres ou aquáticas, frequentemente associadas à decomposição de matéria orgânica vegetal, tanto em áreas naturais como em áreas urbanas; algumas poucas espécies tornaram-se especializadas em lixo orgânico produzido pelo homem, como *Hermetia illucens* (L.). As formas imaturas das espécies brasileiras estão sendo paulatinamente conhecidas (por exemplo, Xerez & Pujol-Luz 2001).

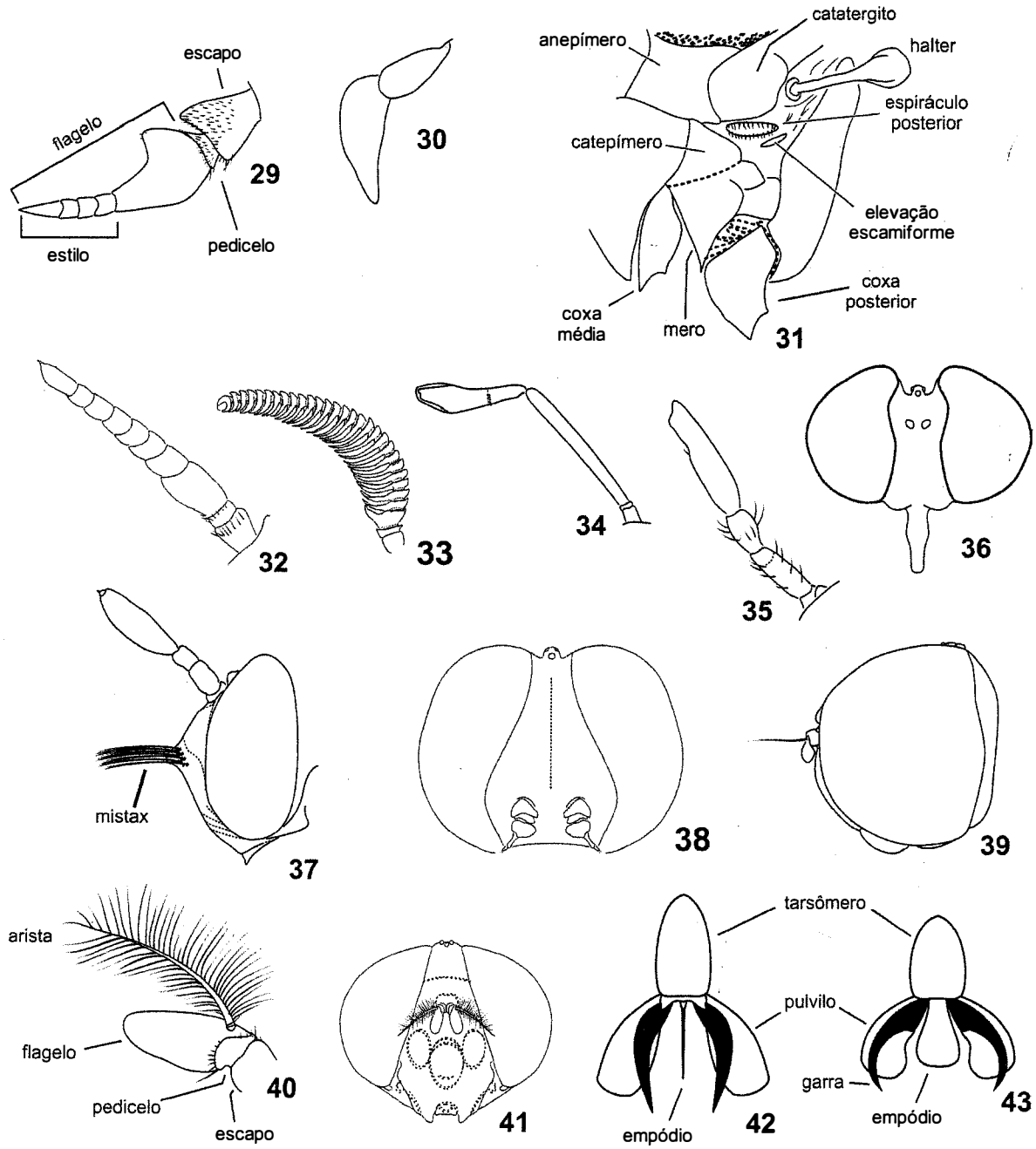
29. Xylomyidae (= Solvidae). Adultos assemelham-se levemente aos himenópteros icneumonídeos e variam de 5 a 15 mm de comprimento. São conhecidas 134 espécies em quatro gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas nove espécies em dois gêneros, *Solva* e *Xylomyia* (James 1975a). Existem diversas espécies reconhecidas mas não nomeadas na Amazônia brasileira (Papavero & Pimentel 2002a). As larvas das espécies neotropicais são desconhecidas. As larvas conhecidas das espécies neárticas são predadoras ou saprófagas e vivem sob a casca de árvores. A identificação dos gêneros que ocorrem no Brasil pode ser feita utilizando as chaves de Papavero & Artigas (1991) e Nagatomi & Rozkosny (1997). A família está pouco representada nas coleções brasileiras (Carvalho *et al.* 2002a).

30. Acroceridae (= Cyrtidae). As moscas da família Acroceridae são cosmopolitas, mas raramente encontradas na natureza. São conhecidas 392 espécies em 51 gêneros no mundo (Thompson 2008). Não há catálogo para as espécies neotropicais. Estima-se, no entanto, que existam cerca de 30 espécies descritas para o Brasil (J. Gillung, comum. pessoal). Os adultos variam de 2,5 a 21 mm de comprimento. Algumas espécies são miméticas de abelhas e vespas. Adultos com aparelho bucal desenvolvido visitam flores e alimentam-se de pólen e néctar; aqueles com aparelho bucal atrofiado não se alimentam (Nartshuk 1997). A cabeça é claramente menor que o tórax, quase toda ocupada pelos olhos; o tórax geralmente é corcunda. A coloração é forte e brilhante, podendo ser metálica, verde, azul, vermelha, ou púrpura. Algumas espécies podem ser negras, castanho-escuras, amarelas ou com máculas brancas sobre o abdômen. As larvas passam por hipermetamorfose (heteromórficas) e são endoparasitoides de aranhas, geralmente solitários (Schlinger 1987). O primeiro estádio é planidiforme, forma infectante de vida livre; locomovem-se por arrastamento, pulando ou dando cambalhotas. Raramente são ectoparasitoides, nesses casos vivendo nos túbulos serígenos das aranhas (Nartshuk 1997). Trabalhos de revisão ou chaves de identificação de gêneros foram publicados por Schlinger (1956, 1971). Sobre a biologia das espécies, destacam-se as contribuições de Schlinger (1952, 1987). Para o Brasil, há diversas contribuições com dados sobre a biologia de espécies dos gêneros *Pterodontia* Gray (Carrera 1946), *Pialea* Erichson (Schlinger 1956), *Exetasis* Walker (Von Eickstedt 1971; Schlinger 1972) e *Ogcodes* Latreille (Schlinger 1960). Gillung & Carvalho (2009) apresentaram uma chave de identificação pictórica e diagnoses para os gêneros com espécies ocorrentes no Brasil.

31. Nemestrinidae (Fig. 40.50). São moscas com certa semelhança com abelhas. São conhecidas 275 espécies em 23 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, são registradas 64 espécies em seis gêneros (Papavero 1968, Papavero & Bernardi 2009a). No Brasil, há espécies conhecidas em quatro gêneros (Papavero & Bernardi 2009a). Adultos possuem voos fortes, muito rápidos. A venação caracteriza-se pelas veias radiais e mediais que terminam antes do ápice da asa e pelas células do terço distal dispostas paralelamente à margem da asa. Adultos alimentam-se de néctar. As larvas passam por hipermetamorfose: o primeiro estádio de vida livre é a forma infectante, denominada planídia; são endoparasitoides de ninfas e adultos de gafanhotos e de larvas de besouros escarabeídeos. São potenciais controladores de pragas de gafanhotos. A família foi

revisada por Bernardi (1973), sendo que Papavero & Bernardi (2009b) publicaram um manual ilustrado para a identificação dos gêneros neotropicais.

32. Asilidae (Figs. 40.35-37, 51). Asilidae é uma das maiores famílias de Diptera, de distribuição cosmopolita, exceto Antártica, com mais de 7.400 espécies descritas em 547 gêneros no mundo (Thompson 2008). São relativamente comuns, variando entre 3 e 50 mm de comprimento. Para a região Neotropical, estão registradas 1.576 espécies e 217 gêneros (Martin & Papavero 1970, Papavero 2009b), incluindo Leptogastrinae, antes tratada como uma família separada (Martin 1968). São predadores ativos de insetos em geral e aracnídeos Os adultos imobilizam a presa injetando saliva que contém enzimas neurotóxicas e proteolíticas. São frequentemente encontrados nas extremidades de galhos secos ou da vegetação, principalmente em áreas abertas, onde tem boa visão de suas presas potenciais. As larvas vivem no solo



Figuras 40.29-43. Brachycera, morfologia da cabeça e tórax. **29**, Tabanidae, *Tabanus* sp., antena, vl; **30**, Tabanidae, *Tabanus* sp., palpo, vl; **31**, Tabanidae, *Phaeotabanus* sp., região posterior do tórax, vl; **32**, Pantophthalmidae, *Pantophthalmus tabaninus* Thunberg, antena; **33**, Xylophagidae, *Rachicerus shannoni* Carrera, antena; **34**, Mydidae, *Gauromydas apicalis* (Wiedemann); **35**, Asilidae, *Atomosia* sp., antena; 36, Asilidae, cabeça esquemática, vf, **37**, Asilidae, *Pseudodorus* sp., cabeça esquemática, vl; **38**, Bombyliidae, *Antrax* sp., cabeça esquemática, vf; **39**, Pipunculidae, *Elmohardyia congruens* (Hardy), vl; **40**, Syrphidae, *Ornidia obesa* Fabricius, antena de fêmea; **41**, Syrphidae, *O. obesa*, cabeça, vf; **42**, empódio cerdiforme, tarso esquemático; **43**, empódio pulviliforme, tarso esquemático.

ou em madeira em decomposição e são predadoras de ovos, larvas e pupas de outros insetos. Artigas & Hengst (1999) publicaram chave de identificação dos gêneros das espécies ocorrentes na Argentina. Essa chave pode ser aplicada para a maioria dos grupos da fauna brasileira. Papavero *et al.* (2009) publicaram uma chave ilustrada para os gêneros de Asilidae da região Neotropical.

33. Bombyliidae (Figs. 40.38, 52-53). A família Bombyliidae é mais abundante em regiões temperadas mais áridas (Painter *et al.* 1978), mas há um número relevante de espécies conhecidas do Brasil, em especial de áreas abertas. Os adultos variam de 1,5 a 60 mm de comprimento. São conhecidas 4.941 espécies em 247 gêneros no mundo (Thompson 2008), sendo que para a região Neotropical são registradas 472 espécies (Evenhuis & Greathead 1999). Adultos geralmente são pilosos, com asas manchadas, mantidas abertas quando em repouso. Visitam flores para obtenção de néctar e as fêmeas são obrigadas a se alimentarem de pólen para o desenvolvimento ovariano, exceto as que possuem aparelho bucal atrofiado, que trazem as reservas nutritivas do estágio larval (Greathead & Evenhuis 1997). Como resultado dessa dieta baseada em néctar e pólen, os Bombyliidae em muitos casos são os principais polinizadores de certas plantas. Há espécies com a probóscide mais longa que o comprimento do próprio corpo. Existem espécies miméticas de vespas e, quando capturadas, emitem zumbido semelhante ao de abelhas. As larvas passam por hipermetamorfose com o primeiro estádio planidiforme; são predadoras de ovos de ortópteros (Caelifera), endoparasitoides ou ectoparasitoides de larvas ou pupas de dípteros, lepidópteros, coleópteros, himenópteros e neurópteros. Uma classificação cladística para a família foi proposta por Yeates (1994). Lamas & Nihei (2007) fizeram uma análise biogeográfica de Crocidinae, propondo a idade de origem e diversificação do grupo.

34. Mythicomyiidae (Fig. 40.55). A família foi tratada anteriormente como subfamília de Bombyliidae. Foi elevada ao *status* de família por Zaitsev (1992). São moscas pequenas, "microbombilídeos", caracterizadas pela veia RP_1 (R_{2+3}) ausente ou curta, neste caso terminando na veia RP (R_1) e formando uma pequena célula. São conhecidas 347 espécies em 25 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical são registradas 18 espécies e no Brasil está representada por uma espécie no gênero *Pieza* Evenhuis, de Minas Gerais (Evenhuis 2002a), porém existem outras ainda não descritas do gênero *Mythicomyia* Coquillett (N. Evenhuis, comum. pessoal). O pouco que se conhece a respeito de sua biologia mostra que os imaturos são parasitoides de estágios jovens de outros insetos ou predadores de ovos (Evenhuis 2002b) e os adultos alimentam-se de néctar e pólen, podendo atuar na polinização.

35. Mydidae (Figs. 40.34, 54). A família Mydidae inclui as maiores moscas do mundo, que variam de 9 a 60 mm de comprimento. *Gauromydas heros* (Perty) ocorre no Brasil e é a maior espécie conhecida, atingindo 60 mm de comprimento. São conhecidas 461 espécies em 66 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 116 espécies em 21 gêneros (Papavero 2009a), sendo que, para a Amazônia, são registradas 10 espécies (Papavero *et al.* 2002). Adultos de *Gauromydas* Wilcox, Papavero & Pimentel são miméticos de Pompilidae (Hymenoptera) não apenas na forma, mas também no comportamento de defesa, emitindo zumbido e movimentos de picar. Os adultos alimentam-se de néctar ou não se alimentam. As larvas são predadoras de larvas de coleópteros e talvez de lepidópteros; algumas espécies, especialmente as de *Gauromydas*, são predadoras de larvas de coleópteros que vivem nas câmaras de lixo das formigas saúvas (Papavero *et al.* 2002). Chave para identificação dos gêneros americanos foi publicada por Artigas & Papavero (1990). Papavero & Artigas (2009) publicaram uma chave ilustrada para os gêneros neotropicais.

36. Scenopinidae (Fig. 40.56). Os Scenopinidae são moscas raras, havendo 414 espécies em 24 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 16 espécies (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam de 2 a 6 mm de comprimento e alimentam-se de néctar. A única espécie brasileira com informações sobre distribuição sazonal é *Metatrichia robusta* Kroeber (Rafael & Ale 1983). As larvas de espécies conhecidas de outras regiões são predadoras de dermestídeos e de ácaros e têm sido encontradas em locais secos com acúmulo de poeira em habitações humanas, em ninhos de aves, ninhos de roedores e também em termiteiros xilófagos (Krivosheina 1997). A família foi revisada por Kelsey (1969).

37. Therevidae (Fig. 40.57). Os Therevidae compõem um grupo de moscas semelhantes aos asilídeos, mas sem o vértice escavado. Está dividida em três subfamílias: Therevinae, Phycinae e Agapophytinae. Os adultos variam de 2,5 a 15 mm de comprimento. São conhecidas 1.123 espécies em 119 gêneros no mundo (Thompson 2008). Ainda não foi catalogada na região Neotropical, mas Amorim *et al.* (2002) citaram o registro de 147 espécies para esta região. No Brasil, ocorrem espécies de sete gêneros, listados por Irwin & Webb (1991). Os adultos são relativamente raros, diurnos, com o abdômen afilado e alimentam-se de seiva de plantas, água, secreções e excreções de insetos, de modo geral vivendo em regiões abertas (Majer 1997). As larvas conhecidas de outras regiões são predadoras de larvas de outros insetos, principalmente coleópteros, lepidópteros e dípteros que vivem no solo, serapilheira, em ocos de árvores ou em terrenos arenosos (Irwin & Webb 1991). Existem espécies canibais e outras são fitófagas (Majer 1997).

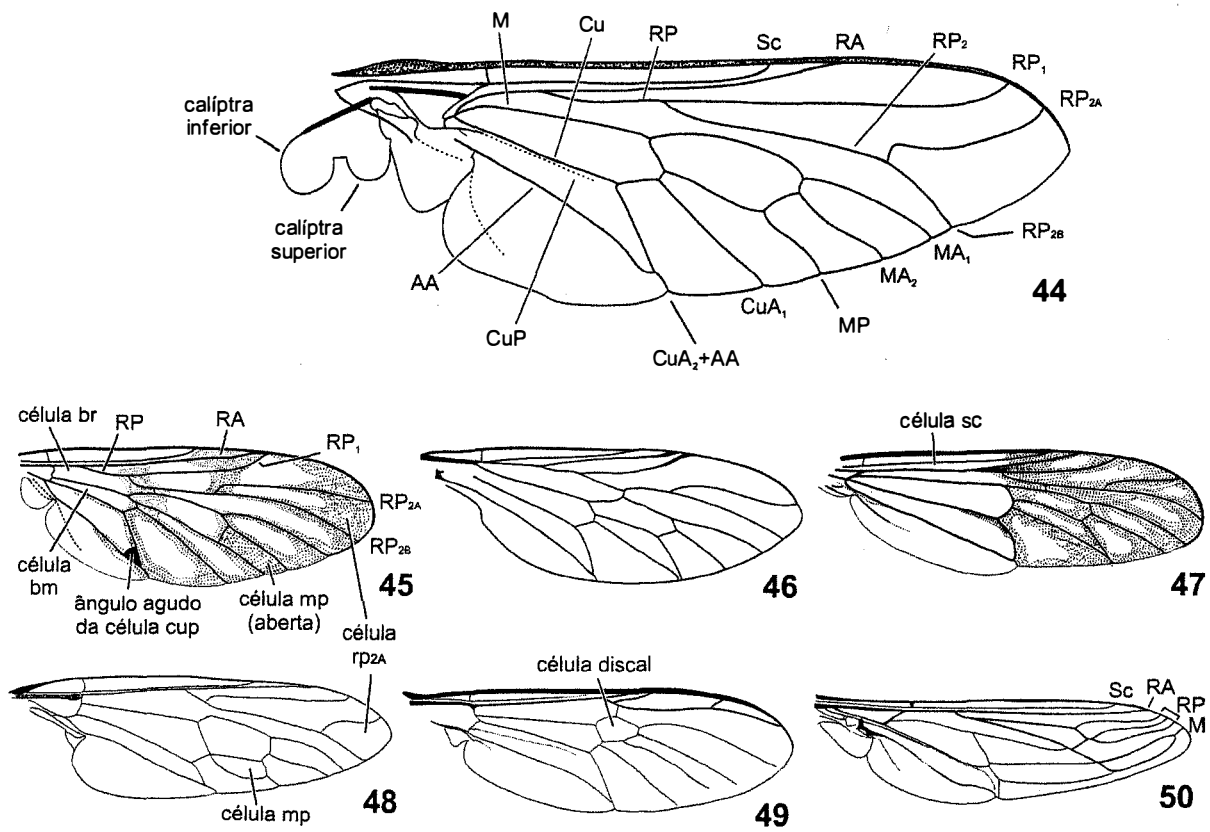
38. Empididae (Fig. 40.59). Cosmopolita, com cerca de 3.000 espécies no mundo em cerca de 70 gêneros (Yang *et al.* 2007). Alguns gêneros ainda são incertos na família (Sinclair & Cumming 2006). Na região Neotropical estão registradas cerca de 500 espécies em 32 gêneros. São moscas que variam entre 1,5 e 12 mm de comprimento, geralmente de coloração negra, às vezes amarelada. Os adultos são predominantemente predadores e algumas espécies alimentam-se de pólen e néctar. São encontrados pousados na vegetação ou voando à procura de presas. Algumas espécies oferecem presa à fêmea

como presente antes da cópula. Hemerodromiinae possui a perna anterior raptorial. As larvas das espécies conhecidas são predadoras, vivendo em ambientes aquáticos e terrestres. Algumas espécies com larvas aquáticas são predadoras de larvas de simulídeos (Hamada 1993). Os gêneros e espécies que ocorrem no Brasil são identificados utilizando o trabalho de Smith (1962).

39. Hybotidae (Fig. 40.60). Cosmopolita, com 1.838 espécies em 74 gêneros no mundo (Yang *et al.* 2007). Na região Neotropical estão registradas cerca de 250 espécies em 26 gêneros (Smith 1967). Tem sido tratada como subfamília de Empididae, mas foi elevada ao *status* de família por Chvála (1983) e sua monofilia está bem suportada pelos caracteres apresentados por Sinclair & Cumming (2006): palpífero presente, tíbia anterior com glândula basal e terminália masculina rotacionada entre 45–90°, dentre outros caracteres citados por esses autores. Adultos são predadores e são encontrados pousados na vegetação ou voando à procura de presas. Os gêneros e espécies que ocorrem no Brasil são identificados utilizando o trabalho de Smith (1962).

40. Dolichopodidae (Fig. 40.58). A família Dolichopodidae é bastante diversificada em áreas tropicais. Variam de 0,8 a 9 mm de comprimento. São conhecidas 6.870 espécies no mundo (Yang *et al.* 2006), das quais 1.195 são neotropicais. Adultos são predadores de outros insetos menores e são facilmente reconhecidos pela coloração verde ou azul metálica ou amarelada, corpo e pernas delgados, alongados, asa relativamente estreita, veia C terminando na MA_1 (M_1) e células bm e dm fundidas. São voadores hábeis, mas podem ser vistos na face dorsal de folhagem, troncos, pedras etc. As larvas são predominantemente predadoras e algumas são fitófagas. As larvas são encontradas no lodo, madeira em decomposição, sob casca de árvore e serapilheira. Uma chave para identificação das subfamílias encontradas nas Américas foi publicada por Robinson (1970) e uma relação das 15 subfamílias foi apresentada por Sinclair & Cumming (2006).

41. Platypezidae (Fig. 40.61). São conhecidas 252 espécies de Platypezidae em 19 gêneros no mundo (Thompson 2008). Ainda não foi catalogada para a região Neotropical. Amorim *et al.* (2002) indicaram 23 gêneros para a região. No Brasil, existem pelo menos três espécies, conforme material depositado na coleção do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. Os adultos variam de 2 a 10 mm de comprimento e alimentam-se de secreção de plantas. São encontrados de manhã e à tarde na vegetação mais baixa em áreas sombreadas ou áreas de infiltração de raios solares. Cerdas acrosticais unisseriadas e o tarso posterior geralmente achatado, mais distintos nas fêmeas, têm sido considerados possíveis sinapomorfias da família. Frequentemente fazem revoadas, para onde as fêmeas são atraídas. Representantes de *Microsania* Zetterstedt são atraídos pela fumaça ou pelo seu



Figuras 40.44-50. Brachycera, asas. **44**, Tabanidae, *Tabanus* sp., venação; **45**, Rhagionidae, *Chrysopilus* sp.; **46**, Athericidae, *Suragina pacaraima* Rafael & Loureiro; **47**, Xylophagidae, *Rachicerus shannoni* Carrera; **48**, Pantophthalmidae, *Pantophthalmus tabaninus* Thunberg; **49**, Stratiomyidae, *Ptecticus testaceus* (Fabricius); **50**, Nemestrinidae, *Neorhynchocephalus tauscheri* (Fischer).

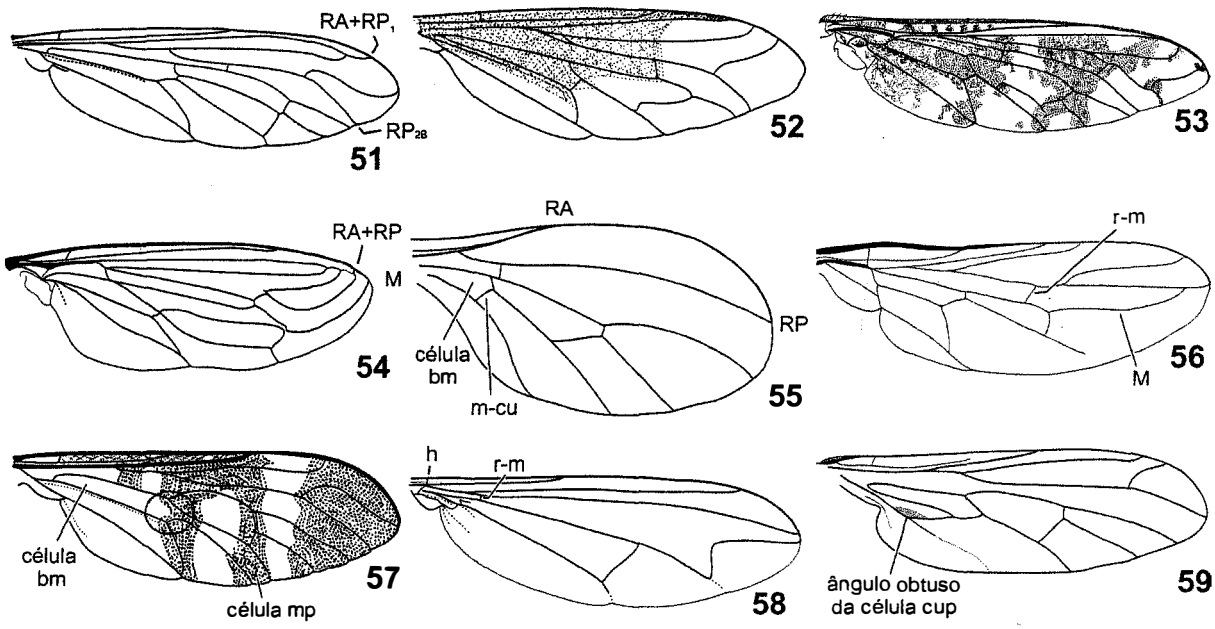
odor. As larvas são micetófagas. Os gêneros com espécies que ocorrem no Brasil podem ser identificados utilizando a chave de Kessel & Maggioncalda (1968).

42. Lonchopteridae (Fig. 40.62). Os Lonchopteridae formam uma família relativamente pequena, com 58 espécies conhecidas em quatro gêneros no mundo (Thompson 2008). Apenas *Lonchoptera furcata* (Fallén) foi registrada na região Neotropical (Amorim *et al.* 2002), espécie cosmopolita com registros no Chile e Argentina (Papavero 1967c). A ampla distribuição de *L. furcata* deve-se ao transporte de vegetais em rotas comerciais e pelo tipo de reprodução partenogenética (Smith 1989). A biologia das espécies da família é pouco conhecida. Os adultos variam de 2 a 3,8 mm de comprimento. Existem espécimes ainda não identificados coletados nos Estados de Santa Catarina e Paraná e depositados na Coleção da Universidade Federal do Paraná, em Curitiba.

43. Phoridae (incluindo Sciadoceridae) (Fig. 40.63). Phoridae é uma família cosmopolita, havendo 4.042 espécies em 289 gêneros no mundo (Thompson 2008). No entanto, a quantidade de espécies da família ainda por serem descritas deve torná-la uma das maiores famílias de Diptera. As espécies neotropicais foram incluídas no catálogo mundial (Borgmeier 1968), posteriormente revisadas por Borgmeier (1971) e Brown (2009). Para a região Neotropical, estão registrados 225 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Para o Brasil, existem estimativas de ocorrência de mais de 5 mil espécies. São moscas pequenas, variando de 1 a 6 mm de comprimento, reconhecidas pelo aspecto corcunda do tórax e venação característica, com veias anteriores (radiais) espessadas e as posteriores delgadas, sem veias transversais; as veias radiais fundem-se à veia costal aproximadamente no meio da área costal. Algumas espécies possuem fêmeas braquípteras e outras, fêmeas ápteras. São considerados um dos grupos com biologia mais variada entre todos os insetos e são encontrados em diferentes tipos de ambientes como corpos em decomposição, ninhos de roedores, de aves, flores, fungos, ninhos de vespas, cupins, formigas e em cavernas. Há diversos gêneros com espécies cujas larvas são parasitoides de outros insetos, aranhas e miriápodes, e outras são parasitas ou comensais em ninhos de formigas ou cupins. Carvalho & Mello-Patiu (2008) indicaram espécies de *Megaselia* Rondani e *Puliciphora* Dahl como de importância forense. Sciadoceridae era considerado uma família à parte, mas vários autores mais atuais têm incluído o grupo como a subfamília mais basal de Phoridae.

44. Pipunculidae (Figs. 40.39, 64). Os Pipunculidae formam uma família de tamanho médio, cosmopolita, com 1.381 espécies em 29 gêneros conhecidos no mundo (De Meyer 1996; Thompson 2008). Para a região Neotropical, são conhecidas cerca de 250 espécies. As moscas geralmente são negras e variam de 2 a 11,5 mm de comprimento. Os adultos são capazes de pairar no ar e são reconhecidos pela cabeça esférica ou hemisférica, quase toda ocupada pelos olhos compostos. As fêmeas possuem ovipositor transformado em aguilhão adaptado para perfurar o tegumento do hospedeiro. As larvas são endoparasitoides de hemípteros auquenorrincos, principalmente ninfas e adultos de Delphacidae, Cicadellidae e Cercopidae. Quando a larva deixa o hospedeiro, causa a sua morte; a empupação ocorre no solo, na serapilheira ou na bainha de folhas. Têm potencial para o controle de cigarrinhas pragas de pastagens e da agricultura.

45. Syrphidae (Figs. 40.40-41, 65). São conhecidas 5.905 espécies de Syrphidae em 293 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, são conhecidas 1.637 espécies em 82 gêneros (Amorim *et al.* 2002, C. Thompson,



Figuras 40.51-59. Brachycera, asas. **51**, Asilidae, *Atomosia* sp.; **52**, Bombyliidae, *Antrax* sp.; **53**, Bombyliidae, *Systropus* sp.; **54**, Mydidae, *Gauromydas apicalis* (Wiedemann); **55**, Mythicomyiidae, *Pieza kake* Evenhuis; **56**, Scenopinidae, *Metatrichia robusta* Kröber; **57**, Therevidae; **58**, Dolichopodidae, *Cheirocerus palmaticornis* Parent; **59**, Empididae, *Empis* sp.

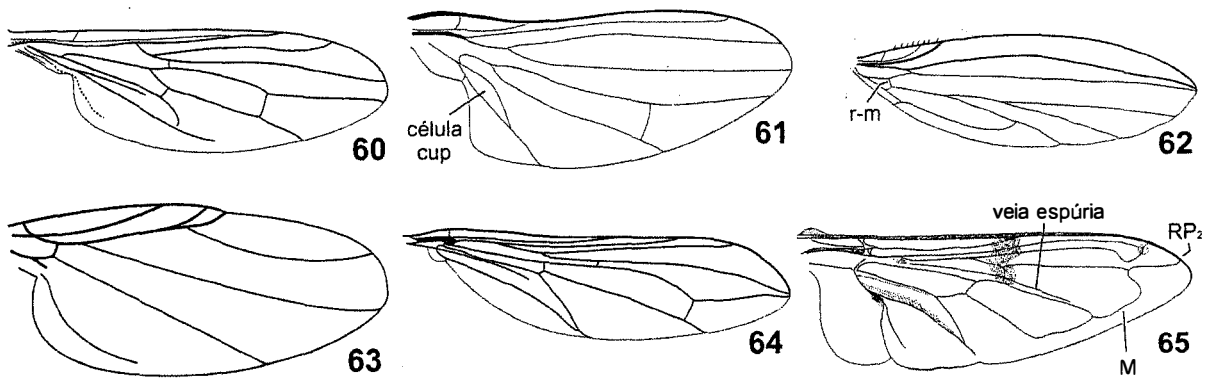
comun. pessoal). A família está dividida em três subfamílias, Microdontinae, Syrphinae e Eristalinae. Os adultos variam de 4 a 25 mm de comprimento, sendo moscas comuns, de colorido variável, com muitas espécies miméticas de vespas e abelhas. Voam muito bem e são capazes de pairar no ar. São reconhecidos pela veia espúria geralmente presente na asa; muitas espécies visitam flores, onde obtém néctar e pólen como alimento, sendo que a família é considerada uma das mais importantes polinizadoras entre os Diptera. Os sirfídeos têm alto potencial econômico pelas espécies polinizadoras, desempenhando o papel das abelhas em monoculturas. As larvas são predadoras, saprófagas, coprófagas, micetófagas ou fitófagas e são encontradas em grande variedade de hábitats, inclusive, entre os Microdontinae, como inquilinos em ninhos de insetos sociais (cupins, formigas, vespas e abelhas) (Thompson *et al.* 1976). Algumas espécies são predadoras de afídeos, tripes e larvas de lepidópteros, desempenhando papel semelhante ao dos besouros coccinelídeos. Outras espécies são prejudiciais a culturas, destruindo bulbos e tubérculos de plantas ornamentais. Marinoni *et al.* (2007) publicaram chave pictórica para identificação dos gêneros de Syrphinae com espécies de ocorrência no sul do Brasil.

46. Hippoboscidae. Os Hippoboscidae são moscas hematófagas, que variam entre 1,5 e 12 mm de comprimento, ectoparasitas de alguns grupos de aves e de mamíferos. É cosmopolita, melhor representada nos trópicos e subtrópicos. São conhecidas cerca de 200 espécies para o mundo em 21 gêneros (Graciolli & Carvalho 2003). Um *checklist* das espécies do mundo, incluindo informações dos hospedeiros, foi publicado por Maa (1969). Os adultos são larvíparos e a empupação ocorre imediatamente após a postura (Guimarães 1968a). Algumas espécies têm importância econômica por atacarem animais domésticos, como *Melophagus ovinus* (L.), ectoparasita de carneiros. Uma sinopse dos hipoboscídeos do Brasil foi feita por Lutz *et al.* (1915). São conhecidos dez gêneros no Brasil. Foi realizado um levantamento taxonômico das espécies e de seus hospedeiros para o estado do Paraná, tendo sido proposta uma chave de identificação para as espécies e gêneros da região (Graciolli & Carvalho 2003).

47. Nycteribiidae. A família Nycteribiidae é cosmopolita, com maior número de espécies no Velho Mundo. São conhecidas 260 espécies no mundo, distribuídas em 13 gêneros, dos quais apenas dois são encontrados no Novo Mundo, *Basilia* Miranda Ribeiro e *Hershkovitzia* Guimarães & D'Andretta, este último, endêmico da América do Sul (Graciolli 2004). São moscas ápteras, de forma semelhante à de aranhas, hematófagas, ectoparasitas exclusivas de morcegos (Guimarães 1968b). Os adultos são vivíparos; os imaturos desenvolvem-se no útero da fêmea através de glândulas nutritivas, como em Streblidae e Hippoboscidae. Uma sinopse das espécies do Novo Mundo foi apresentada por Guimarães & D'Andretta (1956) e um catálogo das espécies americanas por Graciolli *et al.* (2007). Para o Paraná (Graciolli & Carvalho 2001a) e região sul do Brasil (Graciolli 2004), foram apresentadas chave de identificação e levantamento taxonômico das espécies.

48. Streblidae (Figs. 40.73-74). Os estreblídeos são moscas hematófagas, parasitas obrigatórias de morcegos. A família inclui espécies ápteras, braquípteras e aladas (Graciolli & Carvalho 2001b). A maioria das espécies é ectoparasita, exceto as fêmeas de *Ascodipteron* Adensamer, de ocorrência no Velho Mundo, que se tornaram endoparasitas (Wenzel 1970). A distribuição é primariamente tropical, com poucas espécies ocorrendo nos subtrópicos e regiões mais quentes das zonas temperadas. Estão descritas 224 espécies no mundo, das quais 152 são encontradas no continente americano (Graciolli & Carvalho 2001b). São adenotróficas e vivíparas, sendo que as larvas se alimentam por "glândulas de leite uterinas". As fêmeas de *Megistopoda aranea* (Coquillett) produzem no máximo uma larva a cada 10 dias. Após a larvipostura, a cutícula rapidamente endurece e forma o pupário (Overal 1980). A maioria das espécies do Novo Mundo é monoespecífica ou ocorre em uma ou duas espécies de hospedeiros. No Brasil, são encontradas poucas espécies. Graciolli & Carvalho (2001b) registraram 23 espécies em 11 gêneros para o estado do Paraná e apresentaram uma chave de identificação pictórica para as espécies e gêneros da região.

49. Anthomyiidae (Fig. 40.78). São conhecidas 1.895 espécies em 54 gêneros de Anthomyiidae no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são 108 espécies em 17 gêneros,



Figuras 40.60-65. Brachycera, asas. **60**, Hybotidae; *Euhybos* sp.; **61**, Platypezidae, *Agathomyia argentata* Oldenberg; **62**, Lonchopteridae, *Lonchoptera* sp.; **63**, Phoridae; **64**, Pipunculidae, *Elmohardyia congruens* (Hardy); **65**, Syrphidae, *Ornidia obesa* Fabricius.

catalogadas por Pont (1972, 1974). São moscas que variam entre 1 e 12 mm de comprimento, geralmente de coloração amarela, cinza ou escura, nunca metálicas. São mais frequentes em áreas de clima ameno ou em altas altitudes. Os adultos são geralmente de hábito não muito ativo, preferindo florestas ou hábitats úmidos. Poucas espécies têm contato com o homem (Carvalho *et al.* 2002b). As larvas têm hábitos variados, a maioria é fitófaga ou saprófaga, sendo encontradas em caules, raízes e ramos de plantas vivas ou em decomposição. Uma chave de identificação para alguns gêneros neotropicais foi apresentada por Pamplona (1992). No Brasil, ocorrem espécies de oito gêneros. *Coenosopsia* Malloch é o gênero mais bem conhecido em relação à taxonomia, filogenia e biogeografia de suas espécies (Nihei & Carvalho 2004; Bortolanza *et al.* 2006).

50. Fanniidae (Fig. 40.79). São conhecidas 285 espécies de Fanniidae, distribuídas em quatro gêneros (Carvalho *et al.* 2003b). Na Região Neotropical, ocorrem 79 espécies de dois gêneros, *Fannia* Robineau-Desvoidy e *Euryomma* Stein. Os adultos são muscoideos que variam de 2,5 a 7 mm de comprimento, geralmente de coloração cinza a negra (Albuquerque *et al.* 1981). Algumas espécies são relacionadas com o homem e seu ambiente (Carvalho *et al.* 2002b) e podem carregar ovos de berne (Guimarães & Papavero 1999). Os adultos geralmente não são muito ativos. Machos são frequentemente encontrados fazendo voos circulares em lugares sombreados. Outras espécies foram registradas como visitantes de fezes e cadáveres, em busca de alimento ou oviposição. Larvas geralmente são saprófagas e se desenvolvem em vários tipos de matéria orgânica em decomposição, especialmente vegetal. Algumas espécies são causadoras de miíases urogenital ou intestinal, muitas vezes traumáticas em homens e animais (Guimarães & Papavero 1999). Uma chave de identificação para os adultos de *Fannia* na região Neotropical foi apresentada por Albuquerque *et al.* (1981), para o sul da América do Sul, por Dominguez (2007) e para a região sul do Brasil, por Wendt & Carvalho (2009). As espécies de *Euryomma* Stein de ocorrência Neotropical podem ser identificadas pela chave de Carvalho & Pamplona (1979) e as da região sul do Brasil por Wendt & Carvalho (2007). Chave para as espécies de importância forense na América do Sul foi apresentada por Carvalho & Mello-Patiu (2008). A filogenia da família, baseada em caracteres morfológicos de adultos, foi investigada por Dominguez & Roig-Juñent (2008).

51. Muscidae (Fig. 40.80). A família Muscidae é cosmopolita, com 5.155 espécies conhecidas, em 196 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, foram catalogadas 846 espécies (Carvalho *et al.* 2005). A filogenia da família tem sido investigada por Carvalho (1989) e Couri & Carvalho (2003). Os adultos variam entre 3 e 10 mm de comprimento e são geralmente de coloração castanho-clara a castanho-escura, amarelada ou azul-metálico. Possuem hábitos extremamente variados, incluindo algumas espécies predadoras. Os adultos da maioria das espécies alimentam-se de matéria animal ou vegetal em decomposição (Carvalho & Couri 2002). Poucas espécies têm contato com o homem (Carvalho *et al.* 2002b), mas algumas são importantes devido à associação com as antropobiocenoses. *Musca domestica* L., entre outras, é a espécie mais bem conhecida por sua importância médica e veterinária (Carvalho *et al.* 2002b). As larvas dos muscídeos são coprófagas, saprófagas ou carnívoras (Skidmore 1985). A maioria é carnívora obrigatória ou facultativa. Algumas são pragas primárias de plantações, outras atacam produtos armazenados de importância na agricultura e comercial. Algumas larvas causam miíases em aves (Couri 1999). As espécies de interesse forense da América do Sul podem ser identificadas pela chave apresentada por Carvalho & Mello-Patiu (2008). Os 84 gêneros e a grande maioria das espécies encontradas na região Neotropical podem ser identificados pelos manuais de Carvalho & Couri (2002) e Couri & Carvalho (2002). O padrão biogeográfico das espécies de vários gêneros foi investigado por Carvalho *et al.* (2003a).

52. Calliphoridae (Fig. 40.81). A família Calliphoridae inclui as moscas conhecidas popularmente como varejeiras. Cosmopolita e heterogênea, estão descritas 1.526 espécies em 108 gêneros no mundo (Thompson 2008), sendo mais de 80% restritas ao Velho Mundo. Para a região Neotropical, são conhecidas 126 espécies (Amorim *et al.* 2002). As espécies foram catalogadas por James (1970). São dípteros que variam entre 4 e 16 mm de comprimento. A maioria das espécies é de importância médica, veterinária e sanitária. As larvas criam-se em matéria orgânica em decomposição ou podem causar miíases humanas e em outros animais (Guimarães & Papavero 1999). Os adultos podem transmitir mecanicamente patógenos de material em decomposição para o ambiente humano. Em meados de 1970, três espécies de *Chrysomya* Robineau-Desvoidy invadiram o Brasil e dispersaram-se rapidamente em direção ao norte (Guimarães *et al.* 1978), tendo alcançado grande distribuição atualmente. Estudos de sinantropia com Calliphoridae no Brasil investigaram diversos aspectos mostrando o grau de proximidade de muitas espécies com o homem utilizando índices de sinantropia. As espécies são de importância para a Entomologia Forense, fornecendo informações fundamentais do intervalo pós-morte (IPM), podendo ser importantes na resolução de crimes (Moura *et al.* 1997). Diversas chaves de identificação têm sido publicadas para a identificação dos adultos que ocorrem no Brasil (Dear 1985; Carvalho & Ribeiro 2000; Mello 2003). Uma chave de identificação das espécies de importância forense na América do Sul foi apresentada por Carvalho & Mello-Patiu (2008).

53. Oestridae (Figs. 40.70, 82) (incluindo Cuterebridae, Gasterophilidae, Hypodermatidae). *Dermatobia hominis* (L. Jr.) é conhecida popularmente como berne, ura ou oura (Buzzi 2009). Sua larva parasita o homem e outros vertebrados. São conhecidas 192 espécies em 27 gêneros no mundo (Thompson 2008). No Brasil, os Cuterebrinae (restrita ao Novo Mundo), Gasterophilinae e Hypodermatinae às vezes foram tratados como famílias independentes. Aqui será seguido o conceito de Pape (2001) para Oestridae, que indicou a monofilia deste clado e manteve status de subfamília para os três grupos. São dípteros de aparência uniforme, podendo atingir até 25 mm de comprimento, algumas espécies assemelhando-se a

abelhas. As espécies possuem grande importância médica e veterinária. Os adultos têm cabeça grande, com peças bucais vestigiais ou ausentes e não se alimentam; a maioria é de vida curta e raramente são encontrados na natureza (Guimarães & Papavero 1999). As fêmeas colam seus ovos em outros insetos, geralmente outras espécies de moscas, que costumam pousar sobre os hospedeiros. Ao pousarem, os ovos eclodem e as larvas penetram no tecido do hospedeiro definitivo (Guimarães 1967b). As larvas são parasitas obrigatórias de mamíferos, causando miíases, com alta especificidade de hospedeiros (Guimarães 1967c). As larvas de Cuterebrinae desenvolvem-se principalmente nos tecidos subcutâneos de roedores e lagomorfos. As larvas de Gasterophilinae desenvolvem-se no trato intestinal de equinos, rinocerontes e elefantes (Guimarães 1967a). Guimarães *et al.* (2001) apresentaram chaves de identificação para as espécies de importância econômica. Os Cuterebrinae têm 37 espécies conhecidas em seis gêneros (Papavero & Guimarães 2009a, como família). Os gêneros de Cuterebrinae podem ser identificados com a chave ilustrada de Papavero & Guimarães (2009b).

Chave para as subfamilias (modificada de Guimarães & Papavero 1999)

1. Espécimes com comprimento entre 13 e 25 mm. Arista pectinada a plumosa (Fig. 40.70) (exceto *Rogenhofera* Brauer). Peças bucais pequenas, aparentemente não funcionais ..... **Cuterebrinae**

— Espécimes com o comprimento entre 10 e 17 mm. Arista nua. Peças bucais muito pequenas ou ausentes **2**

2(1). Célula rp_{2B} (r_5) larga no ápice ..... **Gasterophilinae**

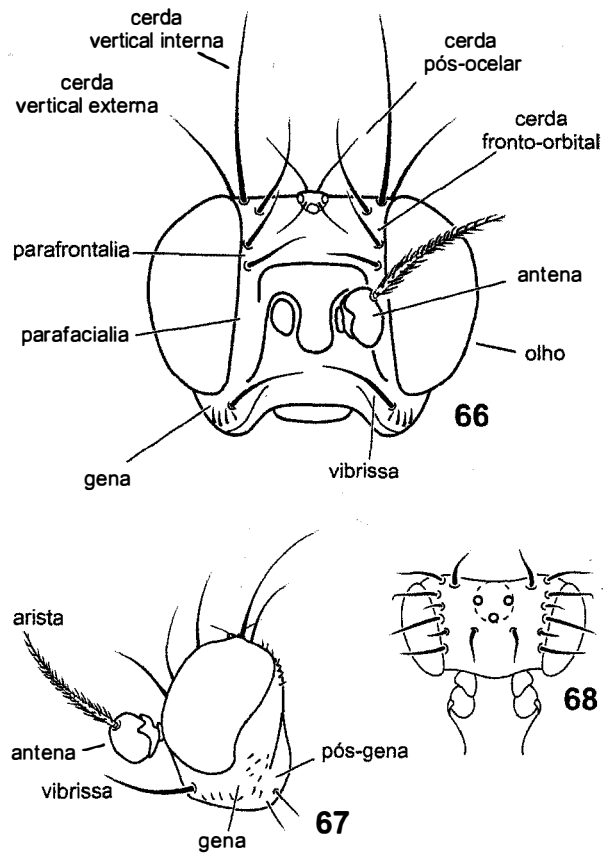
— Célula rp_{2B} fechada ou muito estreita no ápice **3**

3. Célula rp_{2B} fechada antes do ápice ..... **Oestrinae**

— Célula rp_{2B} aberta no ápice ..... **Hypodermatinae**

54. Rhinophoridae (Fig. 40.83). Pouco representada na região Neotropical (Amorim *et al.* 2002). até recentemente a família Rhinophoridae tinha vários gêneros incluídos entre os Calliphoridae, Sarcophagidae e Tachinidae. São conhecidas 167 espécies em 26 gêneros no mundo (Thompson 2008). São dípteros que variam entre 2 e 11 mm de comprimento. A biologia das espécies conhecidas é bastante uniforme. As larvas são parasitoides internos de Isopoda terrestres. As fêmeas adultas depositam seus ovos em locais úmidos onde ocorrem esses crustáceos. Em contato com o hospedeiro, a larva penetra pela cutícula. Apenas uma larva se desenvolve em cada hospedeiro e o pupário se desenvolve dentro do hospedeiro (Pape 1998). Para o Brasil, está registrada *Melanophora roralis* (L.), espécie paleártica introduzida (Guimarães 1971), mas se sabe que ocorre no mínimo uma espécie ainda não descrita de *Bezzimyia* Townsend (S. S. Nihei, comum. pessoal).

55. Sarcophagidae (Fig. 40.84). Cosmopolita, Sarcophagidae tem 3.073 espécies descritas em 355 gêneros no mundo (Thompson 2008). As espécies do mundo foram catalogadas por Pape (1996). Para a região Neotropical, são conhecidas 750 espécies, a maioria conhecida de áreas tropicais ou temperadas mais quentes. São dípteros de aparência externa relativamente uniforme, que variam entre 2 a mais de 25 mm de comprimento. As fêmeas são vivíparas ou ovovivíparas. Atualmente são reconhecidas três subfamílias, Miltogramminae, Paramacronychiinae e Sarcophaginae, razoavelmente uniformes em seus aspectos biológicos. A maioria das larvas dos Miltogramminae desenvolve-se em células de abelhas e vespas escavadoras, alimentando-se das provisões e algumas vezes destruindo ovos e larvas. As larvas de *Amobia* Robineau-Desvoidy, no Brasil, vivem em ninhos de Crabronidae (= Trypoxylionidae), Sphecidae e Vespidae (= Eumenidae) (Lopes 1969). *Ammophila gracilis* Lepeletier (Hymenoptera, Sphecidae) para de forragear e fica parada quando na presença de moscas miltogramíneas em seus ninhos. Esse comportamento é comum em outros Sphecidae, que retornam a suas atividades normais após a saída das moscas (Gaimari & Martins 1996). Pouco é conhecido dos hábitos das espécies neotropicais de Paramacronychiinae. Sarcophaginae tem hábito mais variado, pois são parasitas de insetos e outros artrópodes. Outras larvas são encontradas em matéria orgânica animal em decomposição, incluindo fezes humanas, como em *Oxysarcodexia* Townsend. Machos de Sarcophaginae frequentemente visitam flores. As espécies podem ser identificadas com a revisão de Lopes (1969). Uma chave de identificação para os gêneros com espécies de importância forense na América do Sul foi apresentada por Carvalho & Mello-Patiu (2008).



Figuras 40.66-68. Brachycera, Schizophora, morfologia da cabeça. **66**, Clusiidae, cabeça esquemática, vf; **67**, Clusiidae, cabeça esquemática, vl; **68**, Canacidae, *Canaceoides angulatus* Wirth, cabeça, vf.

56. Tachinidae (Figs. 40.71, 85). Cosmopolita, Tachinidae é uma das maiores famílias de Diptera, com 9.622 espécies em 1.628 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 2.864 espécies, em 944 gêneros (Guimarães 1971). Os adultos variam entre 2 e 20 mm de comprimento e são muito diversificados na forma geral do corpo. A maioria das larvas é endoparasitoide de insetos, principalmente de larvas de Lepidoptera, larvas e adultos de Coleoptera, larvas de Hymenoptera, ninfas e adultos de Hemiptera, Orthoptera, Mantodea e outras ordens, com apenas poucos registros publicados de parasitismo em aranhas e escorpiões. O hábito de alguns taquinídeos de parasitar hospedeiros herbívoros implica em um considerado interesse para o controle biológico de pragas. Cerca de 100 espécies já foram utilizadas em controle biológico (Stireman *et al.* 2006). Para o Brasil, não existem chaves de identificação mais gerais (subfamília e tribos), com a grande maioria das chaves disponíveis sendo limitada a grupo de gêneros ou a gêneros (por exemplo, Toma 2003).

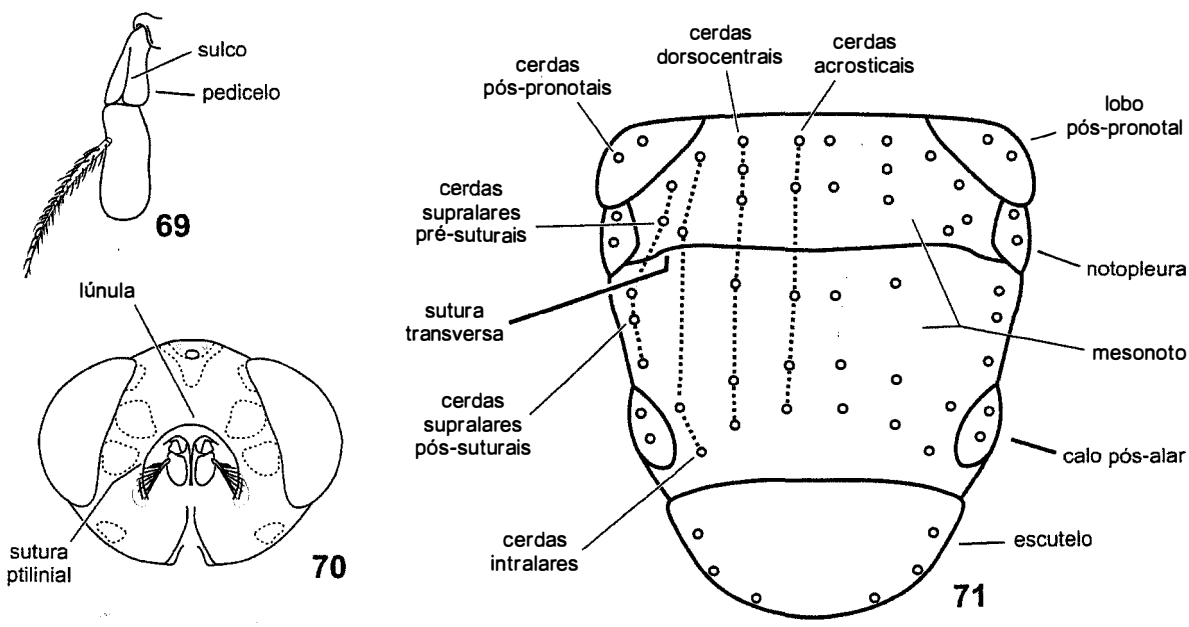
57. Micropezidae (Fig. 40.86). A família Micropezidae é cosmopolita, mas encontrada predominantemente nas regiões tropicais (Steyskal 1968a). Para o mundo, estão descritas 578 espécies em 62 gêneros (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 273 espécies em 20 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 4 a 15 mm de comprimento, têm o corpo escurecido e alongado, asas maculadas e pernas longas. As larvas da maioria das espécies desenvolvem-se em matéria vegetal em decomposição e fezes; algumas se desenvolvem em tecidos vivos de plantas. A biologia de *Taeniaptera annulata* (Fabricius), coletada em *Musa* sp. (bananeira), foi estudada por Fischer (1932). Na Amazônia, Albuquerque (1972) estudou os estágios de desenvolvimento e o período das larvas e pupas de *Scipopus diversus* (Schiner). Os adultos são predadores de pequenos insetos ou são atraídos por frutas em decomposição ou excrementos. Algumas espécies são miméticas de outros insetos, principalmente himenópteros (Evenhuis 1989). Para a fauna do Brasil, não existem chaves de identificação de gêneros, mas ocorrem espécies de Micropezinae e Taeniapterinae, duas das três subfamílias conhecidas.

Chave para as subfamílias (modificado de Steyskal 1987).

1. Ângulo da célula cup não agudo. De 1-4 cerdas catepisternais ..... **Micropezinae**
— Ângulo da célula cup agudo. Numerosas cerdas catepisternais em séries verticais ..... **Taeniapterinae**

58. Neriidae (Fig. 40.87). De distribuição quase totalmente circuntropical, Neriidae tem 111 espécies em 18 gêneros conhecidos no mundo (Thompson 2008). Dois terços das espécies ocorrem no Novo Mundo. Na região Neotropical, ocorrem 34 espécies em nove gêneros (Papavero & Pimentel 2002b). Os adultos variam entre 5 e 13 mm de comprimento, possuem pernas longas e finas, geralmente com espinhos pequenos e fortes. Muito pouco é conhecido da biologia dos membros da família, mas provavelmente se alimentam de matéria vegetal em decomposição (Steyskal 1968b). Para a região Neotropical, não existem chaves de identificação de gêneros, sendo que no Brasil ocorre apenas Neriinae, uma das duas subfamílias conhecidas.

59. Cypselosomatidae. São conhecidas 34 espécies em 13 gêneros de Cypselosomatidae no mundo (Thompson 2008). Os adultos variam entre 2 e 3,5 mm de comprimento, são castanho-escuros, negros a amarelos (Prado 1984a). As espécies estão distribuídas nas regiões Australiana, Paleártica, Neártica e Neotropical. Nesta última, os estágios imaturos e hábitos larvais são desconhecidos. A família inclui duas subfamílias, mas apenas Pseudopomyzinae ocorre na região



Figuras 40.69-71. Brachycera, Schizophora, morfologia de estruturas da antena, cabeça e tórax. **69**, Schizophora, antena esquematizada, vfl; **70**, Oestridae (Cuterebrinae), *Metacuterebra apicalis* (Guerin-Meneville), cabeça, vf; **71**, Tachinidae, quetotaxia torácica, esquemático, vd.

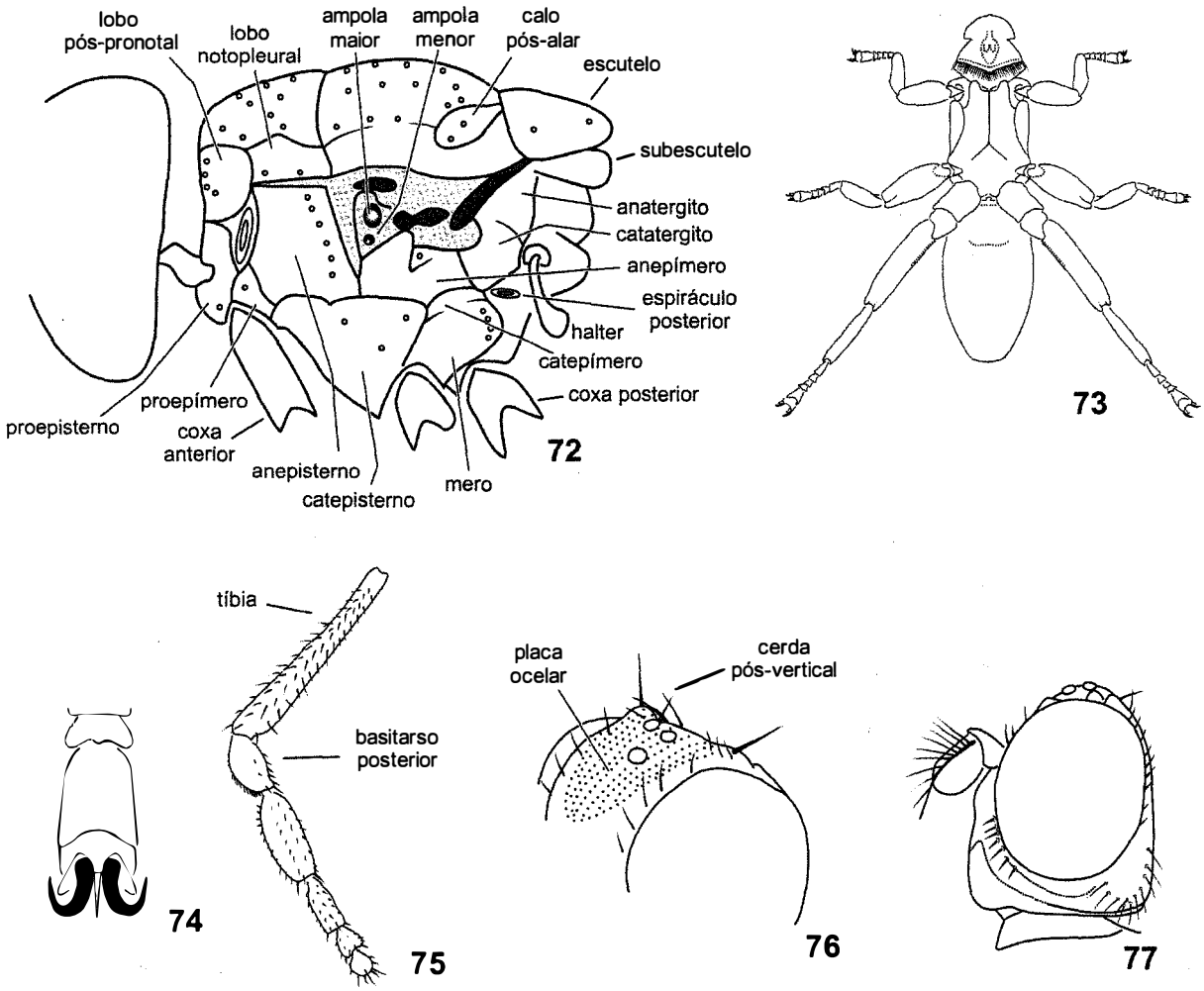
Neotropical. Dos sete gêneros que ocorrem na região, apenas duas espécies de *Rhinopomyzella* Hennig foram descritas para o Brasil, de Nova Teutônia, Santa Catarina. Duas espécies de *Latheticomyia* Wheeler foram registradas para Nova Teutônia (Hennig 1969), mas não foram nomeadas (Prado 1984a).

60. Tanypezidae. Os Tanypezidae têm distribuição primária nas Américas. Foram descritas 21 espécies em seis gêneros, sendo uma espécie de distribuição neártica, outra holártica e 19 de distribuição neotropical (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 5 e 7 mm de comprimento. A biologia e estágios imaturos das espécies neotropicais são desconhecidos (Steyskal 1967a). No Brasil, ocorrem apenas espécies de *Neotanypeza* Hendel.

61. Syringogastridae (Fig. 40.88) De distribuição neotropical, a família Syringogastridae tem 20 espécies descritas em um único gênero, *Syringogaster* Cresson (Marshall *et al.* 2009). Até recentemente, as espécies eram incluídas em Megamerinidae. O grupo foi elevado ao nível de família por Prado (1969) e foi o primeiro trabalho publicado no Brasil com uma análise filogenética. Os adultos variam entre 4 e 6 mm de comprimento, têm abdômen alongado e clavado, e pernas finas. Os estágios imaturos são desconhecidos (Prado 1975b).

62. Psilidae (Fig. 40.89). Os Psilidae estão distribuídos principalmente na região Holártica, com poucas espécies conhecidas para as regiões Oriental, Afrotropical e Neotropical. Há 320 espécies descritas em 20 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas nove espécies em dois gêneros (Amorim *et al.* 2002). Aparentemente todas as espécies são fitófagas, mas poucas são pragas. Não é conhecido nenhum estágio larval (Prado 1975a). No Brasil, ocorrem apenas espécies de *Chyliza* Fallén, estudadas por Albuquerque (1957).

63. Somatiidae. De distribuição exclusivamente Neotropical, a família Somatiidae é conhecida de sete espécies descritas em *Somatia* Schiner (Steyskal 1970). Os adultos são pequenos, algumas vezes menores do que 5 mm de comprimento, com a coloração variando do negro-brilhante ao amarelo. Nada é conhecido da biologia das espécies ou estágios imaturos. As espécies podem ser identificadas através da chave proposta por Steyskal (1968c).



Figuras 40.72-77. Brachycera, Schizophora, morfologia de estruturas da cabeça, tórax e perna. **72**, Muscoidea, tórax, esquemático, vl; **73**, Streblidae, *Metelasmus wenzeli* Graciolli & Dick, vv; **74**, Streblidae, tarsômero e garra, esquemático; **75**, Sphaeroceridae, *Chaetopodella biseta* (Duda), tarso posterior;**76**, Chloropidae, *Discogastrella gruenbergi* Enderlein, cabeça, vfl; **77**, Ephydridae, *Paralimna* sp., cabeça, vl.

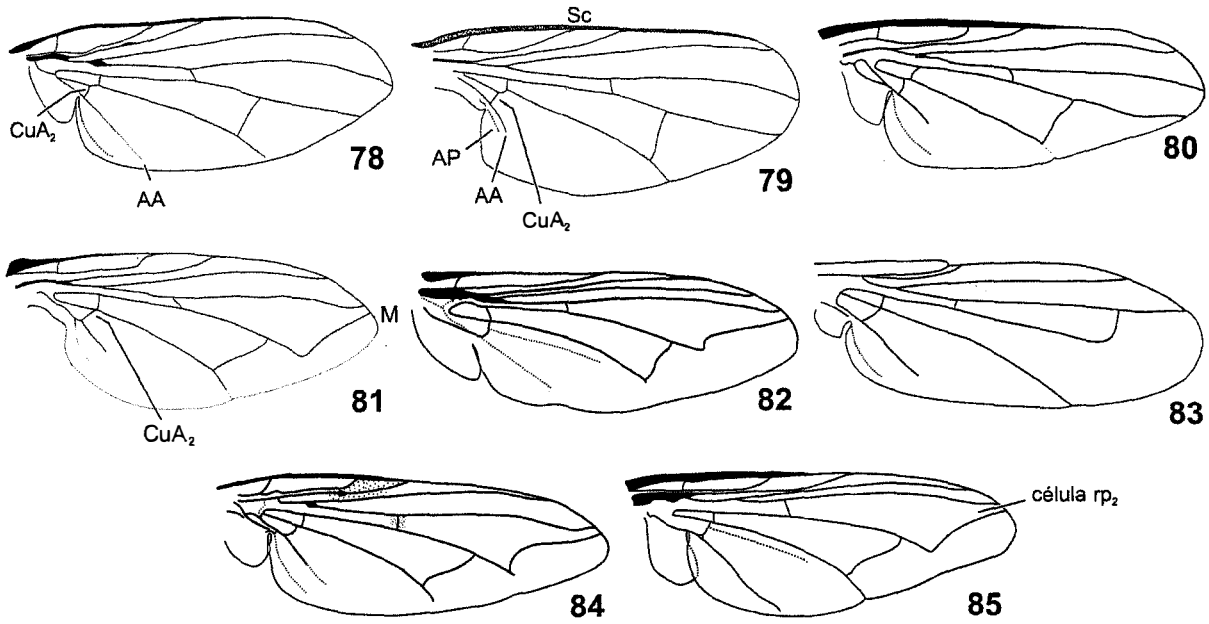
64. Conopidae. A família Conopidae é cosmopolita, com 779 espécies em 56 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 175 espécies em 14 gêneros (Papavero 1971a). Os adultos variam entre 3 e 20 mm de comprimento. A biologia das espécies é razoavelmente conhecida, mas relativamente pouco se sabe das espécies neotropicais. Larvas de Conopinae, Myopinae e Dalmanniinae são endoparasitas solitários de Hymenoptera Aculeata. Espécies de *Physocephala* Schiner são frequentemente associadas a *Bombus* Latreille (Hymenoptera, Apidae). No Peru, *P. rufithorax* Kröber foi reportada atacando machos de *Eulaema* Lepeletier (Apidae) (Rasmussen & Cameron 2004). No Brasil, espécies de *Physocephala* têm sido encontradas parasitando *Euglossa* Latreille e *Centris* Fabricius (Apidae) (Melo *et al.* 2008). Larvas de Stylogastrinae são endoparasitas de Orthoptera (Gryllidae), Blattaria e a maioria de dípteros caliptratos, sendo relativamente comuns em florestas. Os adultos alimentam-se de pólen e flores. Fêmeas de *Stylogaster stylata* (Fabricius) foram capturadas quando voavam à frente de colunas de formigas-de-correição, *Eciton* Latreille, perseguindo baratas para ovipostura, as quais procuravam escapar do ataque das formigas (Lopes 1937). Uma revisão com chave de identificação para as espécies de *Physocephala* do Novo Mundo foi apresentada por Camras (1957).

65. Lonchaeidae (Fig. 40.90). Cosmopolita, exceto na Nova Zelândia (Pitkin 1989), a família Lonchaeidae tem 480 espécies conhecidas em 10 gêneros no mundo (Thompson 2008). Ainda não foi catalogada na região Neotropical, não sendo conhecido o número de espécies para o Brasil. A maioria das larvas é invasora de tecidos vegetais doentes ou danificados, incluindo frutas injuriadas, vegetais, cactos e matéria orgânica em decomposição. Poucas espécies são invasoras primárias, mas algumas têm se destacado como pragas importantes de frutíferas cultivadas (Raga *et al.* 1996). Espécies de *Dasiops* Rondani foram revisadas por Norrbom & McAlpine (1997), que apresentaram uma chave de identificação das espécies, inclusive as que ocorrem no Brasil.

66. Piophilidae (= Thyreophoridae) (Fig. 40.91). Cosmopolita, Piophilidae tem 82 espécies em 19 gêneros no mundo (Thompson 2008). A maior riqueza é encontrada nas regiões temperadas e boreais do hemisfério Norte. Atualmente, Thyreophoridae está incluída em Piophilidae (McAlpine 1977). Na região Neotropical, ocorrem dez espécies, incluindo *Piophila casei* (L.), cosmopolita, conhecida como a mosca-do-queijo ou saltão. As larvas alimentam-se em cadáveres, mas não foram ainda descritas (Papavero 1970). Os adultos variam entre 3 e 6 mm de comprimento. São de coloração geralmente negro-metálica, podendo estar cobertos com cerdas finas e longas, e asa hialina (Albuquerque 1953). Para a Amazônia brasileira, estão registradas sete espécies em quatro gêneros (Papavero & Pimentel 2002c). Esses autores disponibilizaram uma chave para os gêneros e espécies neotropicais.

67. Platystomatidae (Fig. 40.92). A família Platystomatidae é cosmopolita, mas melhor representada na África, Ásia e Austrália. São conhecidas 1.161 espécies em 138 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 26 espécies em quatro gêneros (Amorim *et al.* 2002). As espécies foram catalogadas por Steyskal (1968f). Muito pouco é conhecido da biologia e não se conhece nenhum estágio imaturo das espécies neotropicais.

68. Pyrgotidae (Fig. 40.93). Pyrgotidae é cosmopolita, porém a riqueza de espécies é maior nos trópicos. São conhecidas 351 espécies em 59 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 42 espécies em



Figuras 40.78-85. Schizophora, Calyptratae, asas. **78**, Anthomyiidae, *Phaonantho* sp.; **79**, Fanniidae, *Fannia* sp.; **80**, Muscidae, *Limnophora* sp.; **81**, Calliphoridae, *Lucilia eximia* Wiedemann; **82**, Oestridae (Cuterebrinae), *Pseudogametes hermanni* Bischof; **83**, Rhinophoridae, *Melanophora roralis* (L.); **84**, Sarcophagidae, *Lepidodexia sarcophagina* (Towsend); **85**, Tachinidae, *Belvosia bicincta* Robineau-Desvoidy.

17 gêneros (Amorim *et al.* 2002). As larvas são parasitas internos de adultos de Scarabaeidae. A maioria das espécies voa à noite, assim como seus hospedeiros. A ovipostura ocorre durante o voo, no abdômen do hospedeiro (Steyskal 1967b). Muito pouco é conhecido da biologia ou dos estágios imaturos das espécies neotropicais. A larva de primeiro estágio de *Lochmostyla lopesi* (Keiser) foi descrita de material coletado em Petrópolis, Rio de Janeiro (Lopes 1938). As espécies neotropicais foram revisadas por Aczél (1956).

69. Richardiidae (Fig. 40.94). De distribuição restrita às Américas, os Richardiidae ocorrem principalmente em regiões tropicais (Steyskal 1968d). São conhecidas 174 espécies em 31 gêneros (Thompson 2008), sendo que apenas dez não são de ocorrência Neotropical. Os adultos variam entre 3 e 15 mm de comprimento. A biologia de suas espécies é pouco conhecida, mas provavelmente são saprófagas. Apenas o pupário de *Epiplatea hondurana* Steyskal é conhecido de material criado de *Cocos nucifera* (palmeira-de-coco) (Steyskal 1958). Para o Brasil, foi descrito o comportamento de cópula de uma espécie de *Setellia* Robineau-Desvoidy (Pie 1998). Machos de *Sepsisoma* Johnson têm comportamento agonístico ritualizado (Pie & Del-Claro 2001).

70. Tephritidae (= Trypetidae) (Fig. 40.95). Conhecida popularmente como moscas-das-frutas, a família Tephritidae é cosmopolita, mas com maior riqueza de espécies nos trópicos. São conhecidas 4.632 espécies em 537 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 675 espécies em 82 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 3 e 12 mm de comprimento. É a família de Diptera de maior importância agrícola, dado o dano causado em plantas de interesse econômico. As larvas alimentam-se de tecido vivo de plantas, onde os ovos são colocados. Algumas produzem galhas (Foote 1967). A biologia da maioria das espécies brasileiras é pouco conhecida, exceto para aquelas de importância econômica (Malavasi & Zucchi 2000). As larvas da maioria das espécies são difíceis de serem reconhecidas pela grande semelhança entre elas, mesmo em subfamílias diferentes. No Brasil, ocorrem quatro gêneros com espécies de importância econômica: *Anastrepha* Schiner, *Bactrocera* Macquart, *Ceratitis* Macleay e *Rhagoletis* Loew. *Ceratitis* e *Bactrocera* possuem uma espécie cada, ambas introduzidas no Brasil: *C. capitata* (Wiedemann), no início do século XX, e *B. carambolae* Drew & Hancock, por último (Zucchi 2000). *Anastrepha* possui 95 espécies conhecidas e é o gênero de maior importância econômica. *Rhagoletis* possui quatro espécies. Zucchi (2000) apresentou chave para identificação para gêneros com espécies de importância econômica e Foote (1980) disponibilizou chave de identificação e sumário para os gêneros na região Neotropical. As espécies de *Anastrepha* são identificadas através da chave pictórica de Steyskal (1977a).

71. Ctenostylidae (Fig. 40.96). Ocorrem na região Paleártica, Afrotropical, Oriental e Neotropical, a família Ctenostylidae tem 13 espécies conhecidas para o mundo, quatro delas ocorrendo no Brasil (Rafael *et al.* 2009). São moscas raras, antes alocadas em Pyrgotidae, Lochmostyliinae. O *status* de família foi proposto por David K. McAlpine (1989). A biologia das espécies é pouco conhecida, mas Han (2006) indicou que as espécies são noturnas e vivíparas pelos dados de coleta e pela dissecação da terminália feminina. A morfologia do aparelho bucal indica que os adultos não se alimentam (Han 2006). A revisão da família, incluindo chave de identificação para os cinco dos seis gêneros conhecidos atualmente, foi apresentada por David McAlpine (1989). Uma lista das espécies do mundo pode ser encontrada em Rafael *et al.* (2009).

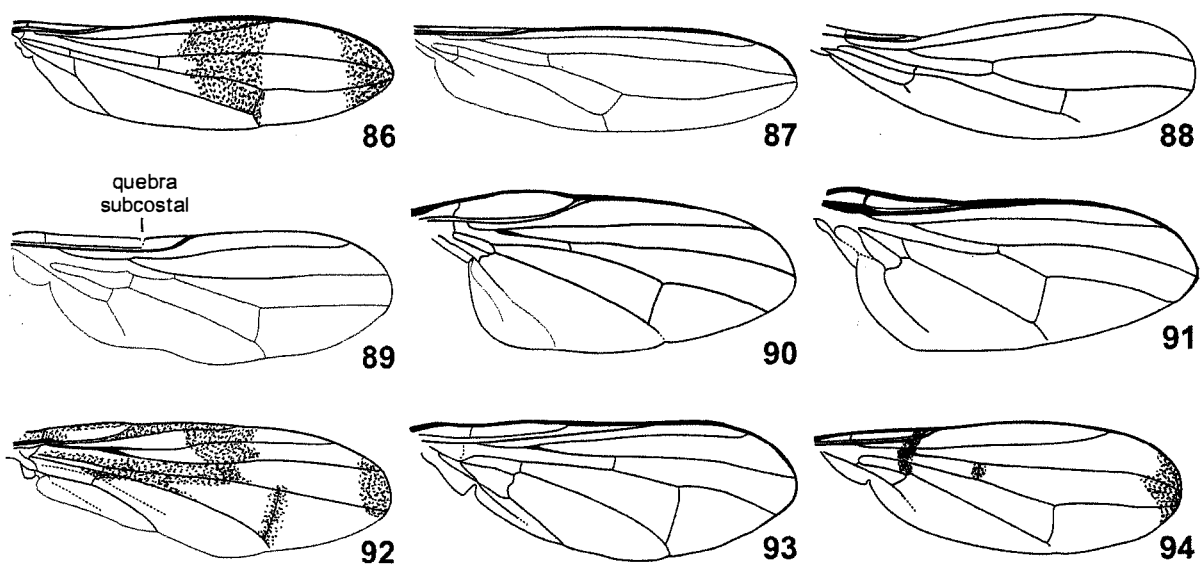


Figura 40.86-94. Schizophora, Acalyptratae, asas. **86**, Micropezidae, *Grallipeza scurra* Enderlein; **87**, Neriidae, *Nerius pilifer* Fabricius; **88**, Syringogastridae, *Syringogaster amazonensis* Prado; **89**, Psilidae, *Psila* sp.; **90**, Lonchaeidae, *Neosilba pendula* (Bezzi); **91**, Piophilidae, *Piophila casei* (L.); **92**, Platystomatidae, *Senopterina macularis* (Fabricius); **93**, Pyrgotidae, *Idiopyrgota setiventris* Aczél; **94**, Richardiidae, *Odontomera* sp.

72. Ulidiidae (= Otitidae, = Pterocalidae) (Figs. 40.97-98). De distribuição predominante no Hemisfério Norte temperado, existem espécies de Ulidiidae de distribuição Neotropical (Steyskal 1968e). São conhecidas 671 espécies em 113 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 286 espécies (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 3 e 12 mm de comprimento. A maioria das espécies é saprófaga e poucas são fitófagas, podendo ser prejudiciais às plantas. Os machos de *Plagiocephalus* Wiedemann possuem forte dimorfismo sexual, assemelhando-se macroscopicamente às espécies de Diopsidae (estas não encontradas na América do Sul), sendo que no Brasil são encontradas duas espécies desse gênero (Kameneva 2004).

73. Chamaemyiidae (Fig. 40.99). Cosmopolita em sua distribuição, estão descritas 349 espécies de Chamaemyiidae, distribuídos em 30 gêneros (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 22 espécies em seis gêneros (Amorim *et al.* 2002). São moscas pequenas, variando de 1,5 a 4 mm de comprimento, prateadas a escuras, algumas vezes brilhantes. As larvas são predadoras de outros insetos, como afídeos e coccídeos, podendo ser utilizadas em controle biológico desses e outros insetos-praga.

74. Lauxaniidae (Fig. 40.100). Cosmopolita, exceto nas regiões geladas, a maior riqueza da família Lauxaniidae ocorre nas regiões tropicais. São conhecidas 1.894 espécies em 183 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 367 espécies em 62 gêneros (Amorim *et al.* 2002), mas a família ainda é pouco estudada (Papp & Silva 1995). Na Europa, larvas da maioria das espécies são encontradas em material vegetal em decomposição e em fezes de gado bovino. No Brasil, pouco é conhecido dos hábitos dos imaturos. Os adultos variam entre 1,5 e 8 mm de comprimento, com asas maculadas ou não, poucos ativos, sendo encontrados em lugares sombreados e úmidos.

75. Dryomyzidae. São conhecidas 25 espécies de Dryomyzidae, descritas em seis gêneros no mundo (Thompson 2008). Os hábitos das espécies desta família são poucos conhecidos, mas as larvas são aparentemente saprofágicas (Steyskal 1977b). *Sciogriphoneura brunnea* Steyskal, descrita de Itatiaia, Rio de Janeiro, é única espécie descrita para o Brasil.

76. Ropalomeridae (Fig. 40.101). São conhecidas 31 espécies distribuídas em seis gêneros em Ropalomeridae (Prado & Papavero 2009). A família possui distribuição apenas nas Américas, essencialmente nas regiões tropicais, havendo apenas uma a duas espécies ocorrendo na região Neártica. Os adultos são robustos e variam entre 6 e 12 mm de comprimento. As larvas de algumas espécies foram encontradas em matéria orgânica vegetal em decomposição (Steyskal 1967c). No Brasil, são encontradas espécies de seis gêneros, três dos quais — *Kroeberia* Lindner, *Willistoniella* Mik e *Apophorhynchus* Williston — com revisões recentes e chave de identificação para as espécies (Marques & Ale-Rocha 2004; Marques-Costa & Ale-Rocha 2005a; Marques-Costa & Ale-Rocha 2005b, respectivamente). As espécies da Amazônia foram listadas por Prado & Papavero (2002).

77. Sciomyzidae (Fig. 40.102). Cosmopolita. No mundo estão descritas aproximadamente 600 espécies em 67 gêneros. Na região Neotropical, são 74 espécies em 23 gêneros (Amorim *et al.* 2002). As larvas da maioria das espécies são primariamente parasitoides ou predadores de moluscos aquáticos ou terrestres, incluindo poucas espécies de moluscos operculados. As larvas das espécies de Tetanocerini matam a presa e depois

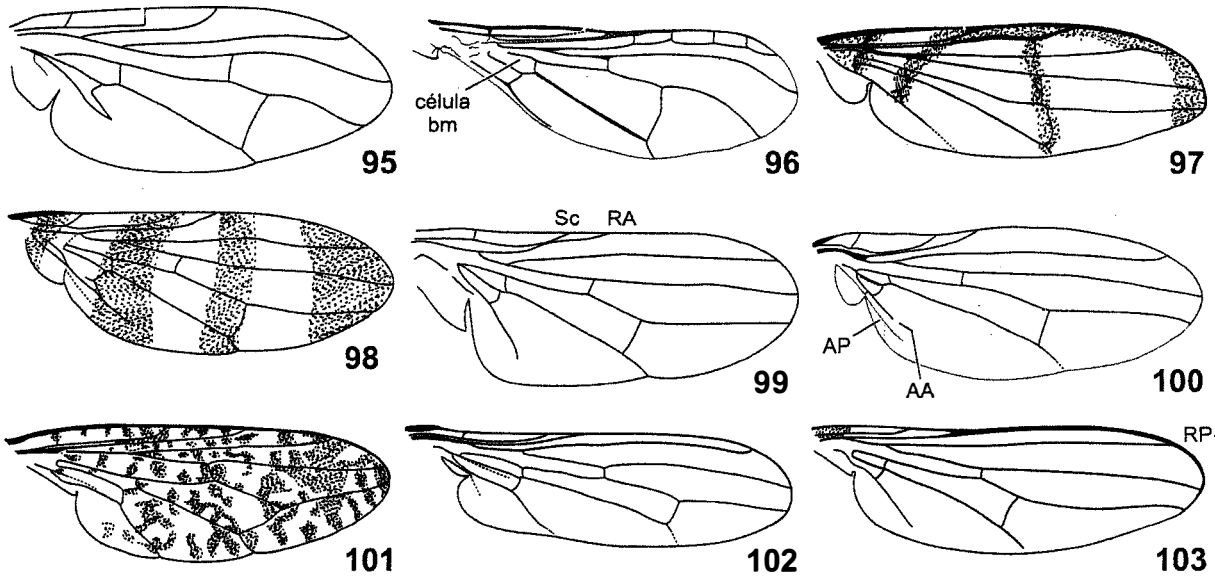


Figura 40.95-103. Schizophora Acalyptratae, asas. **95**, Tephritidae, *Anastrepha* sp.; **96**, Ctenostylidae, *Ctenostylum* sp.; **97**, Ulidiidae, *Euxesta sp.*; **98**, Ulidiidae, *Neomyennis appendiculata* (Hendel); **99**, Chamaemyiidae, *Paraleucopis* sp.; **100**, Lauxaniidae, *Xenochaetina* sp.; **101**, Ropalomeridae, *Ropalomera stictica* Wiedemann; **102**, Sciomyzidae, *Sepedonea trichotypa* Freidberg; **103**, Sepsidae, *Archisepsis discolor* (Loew).

se alimentam de tecidos. Os hábitos alimentares das larvas dão condição da utilização dessas espécies no controle biológico de vetores de doenças parasitárias como fasciolose e esquitossomose, mas esta condição tem sido pouco investigada no Brasil (Knutson & Bredt 1976). Em Belém, Knutson & Carvalho (1989) investigaram a variação sazonal de duas espécies de *Thecomyia* Perty. Gêneros neotropicais podem ser identificados através da chave de Steyskal & Knutson (1975). Uma análise cladística da família foi feita por Marinoni & Mathis (2000). O padrão biogeográfico das espécies de *Sepedonea* Steykal foi investigado por Pires *et al.* (2008).

78. Sepsidae (Fig. 40.103). Os Sepsidae são cosmopolitas, com 375 espécies conhecidas em 38 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 26 espécies em cinco gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 2-6 mm de comprimento e são morfologicamente semelhantes entre si (Steyskal 1968g). São frequentemente encontrados em fezes, mas alguns visitam em matéria orgânica em decomposição, incluindo carcaças e material vegetal em decomposição (Silva 1992). Outras espécies são encontradas em flores e algumas em aparente relação com formigas. Para a fauna do Brasil, os gêneros podem ser identificados através da chave de Silva (1993). *Meroplius* Rondani foi revisado por Silva (1990).

79. [Coelopidae]. Membros da família Coelopidae não foram ainda registrados no Brasil, embora espécies ocorram na região Neotropical (Thompson 2008). É uma família pequena, com 29 espécies descritas em 13 gêneros (Bayless 2007). São importantes na decomposição de material orgânico encontrado em ambientes costeiros, raramente sendo encontrados no interior dos continentes. A família possui maior diversidade de espécies na Austrália e Nova Zelândia e não existem espécies endêmicas em áreas tropicais das Américas (Bayless 2007). Subfamílias, tribos e gêneros podem ser identificados pelas chaves disponibilizadas por McAlpine (1991).

80. Clusiidae (Fig. 40.104). Cosmopolita, exceto os polos, os Clusiidae têm 350 espécies conhecidas em 22 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 95 espécies em 10 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam de 3 a 7 mm de comprimento, coloração negra, negro-amarelada ou inteiramente amarelada e as asas hialinas ou maculadas. São considerados raros e encontrados em pequenas populações. Os adultos são encontrados em ambientes úmidos, sombreados e principalmente em vegetação em decomposição (Soós 1968). As larvas em outras regiões biogeográficas são encontradas em madeiras em decomposição, galerias de térmitas ou em fungos. Os gêneros do mundo são identificados através da chave de McAlpine (1960). Há mais de quarenta espécies não descritas do gênero *Sobarocephala*, especialmente de florestas, inclusive do Brasil (Vera C. Silva, comun. pessoal).

81. Odiniidae (Fig. 40.105). A família Odiniidae é cosmopolita, com 62 espécies em 14 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, são conhecidas 22 espécies em seis gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 3 e 4 mm de comprimento, geralmente castanho-escuros. Os hábitos e estágios imaturos das espécies neotropicais são desconhecidos (Prado 1975d). Em outras regiões biogeográficas, as larvas da maioria das espécies estão associadas a árvores doentes ou mortas, sendo encontradas geralmente em galerias formadas por besouros ou mariposas. As espécies da região Neotropical foram revisadas por Prado (1973) e uma chave para espécies, apresentada por Carvalho Filho *et al* (2009).

82. Agromyzidae (Fig. 40.106). Cosmopolita, os Agromyzidae ocorrem desde a tundra até os trópicos. São conhecidas 3.017 espécies em 43 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, há cerca de 300 espécies conhecidas (Spencer 1984). Os adultos variam entre 1 a 6,5 mm de comprimento. Os ovos são ovipostos abaixo da epiderme das plantas. Após a emergência, a larva alimenta-se do tecido vegetal, formando um canal ou mina dentro da planta, sendo que a forma da mina na folha é essencial na identificação da espécie. A empupação ocorre no solo. *Liriomyza* Mik é um dos maiores gêneros na região Neotropical, com espécies de considerável importância econômica (Esposito *et al.* 1992). Gêneros e espécies neotropicais podem ser identificados através da chave de Spencer (1963), mas para diversos países, inclusive

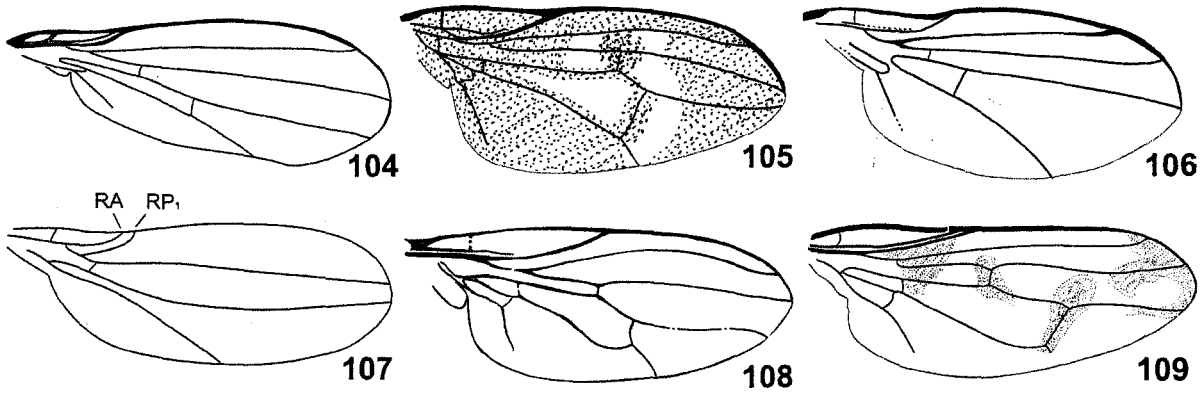


Figura 40.104-109. Schizophora, Acalyptratae, asas. **104**, Clusiidae, *Sobarocephala* sp.; **105**, Odiniidae, *Paratraginops pilicornis* (Cresson); **106**, Agromyzidae, *Liriomyza sativae* Blanchard; **107**, Asteiidae, *Asteia plaumanni* Sabrosky; **108**, Periscelididae; **109**, Heleomyzidae, *Neorhinotora mutica* (Schiner).

o Brasil, várias espécies foram descritas mais recentemente e a chave deve ser utilizada com cautela. Para a fauna do Brasil, pode-se também utilizar chave para gêneros de agromizídeos venezuelanos (Spencer 1973), chilenos (Spencer 1982) ou colombianos (Spencer 1984).

83. Asteiidae (Fig. 40.107). Os Asteiidae são cosmopolitas, com 132 espécies em dez gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 30 espécies em sete gêneros (Amorim *et al.* 2002), catalogadas por Sabrosky (1966). Os adultos são delicados, medindo no máximo 2,5 mm de comprimento. Os poucos dados de outras regiões biogeográficas indicam que as larvas se alimentam de matéria animal em decomposição.

84. Periscelididae (Fig. 40.108). Cosmopolita, a família Periscelididae possui distribuição primariamente neotropical. São conhecidas 84 espécies em 12 gêneros (Thompson 2008), mas é necessário atenção, pois autores discordam quanto aos gêneros incluídos. Na região Neotropical, são 14 espécies em cinco gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os hábitos das espécies são pouco conhecidos, mas vivem basicamente em ambientes de florestas. *Periscelis nebulosa* Hendel, descrita para Argentina, foi coletada em seiva exsudada de árvores (Prado 1975c). Uma espécie de *Periscelis* Löew de Nova Teutônia, Santa Catarina foi identificada, mas não descrita (Hennig 1969). A identificação das espécies de *Cyamops* do Novo Mundo pode ser feita através da chave de Baptista & Mathis (2000) e as espécies de *Scutops* Coquillett e *Neoscutops* Malloch podem ser identificadas com as chaves em Amorim & Vasconcelos (1989).

85. Teratomyzidae. São conhecidas oito espécies de Teratomyzidae em oito gêneros no mundo (Thompson 2008). Ocorrem em áreas geográficas descontínuas, como Nova Zelândia, Austrália, Nepal e América do Sul (Prado 1975f). Na América do Sul, ocorrem três espécies, no Chile e sul do Brasil (Amorim *et al.* 2002). Os adultos são de tamanho pequeno, geralmente de coloração amarela a negra. Os hábitos das espécies neotropicais são totalmente desconhecidos. Há várias espécies brasileiras em coleções, ainda a serem descritas (Hennig 1971, Prado 1975f).

86. Heleomyzidae (= Notomyzidae, = Rhinotoridae) (Fig. 40.109). Heleomyzidae é cosmopolita, com 717 espécies em 82 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 82 espécies. O conceito de Heleomyzidae utilizado neste capítulo inclui também as espécies anteriormente alocadas em Notomyzidae e Rhinotoridae, seguindo a redefinição proposta por McAlpine (1985). Para a região Neotropical, essas famílias haviam sido tratadas anteriormente como distintas (Papavero 1967d; Prado 1975e). Os adultos variam entre 2 e 11 mm de comprimento, variando de negros a amarelos, sendo encontrados em florestas úmidas. Para a região Neotropical, o conhecimento dos imaturos restringe-se a apenas algumas espécies de *Suillia* Robineau-Desvoidy, criadas de fungos, e espécies de *Aecothea* Halliday e *Pseudoleria* Garrett, associadas a ninhos de pássaros ou cavidades feitas por mamíferos (Gill 1968). Identificação das tribos pode ser feita através da chave de McAlpine (1985). Espécies de *Neorhinotora* Lopes e *Rhinotora* Schiner podem ser identificadas pelos caracteres apresentados por Guimarães & Papavero (1967) e Almeida & Ale-Rocha (2008).

87. Sphaeroceridae (=Borboridae) (Figs. 40.75, 111). Sphaeroceridae é uma família cosmopolita, com 1.555 espécies em 142 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 174 espécies em 15 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos não ultrapassam 5 mm de comprimento e a coloração da maioria é escura, sendo que alguns gêneros têm áreas brancas ou translúcidas em tergitos anteriores do abdômen. Os estágios larvais da maioria das espécies desenvolvem-se em matéria orgânica em decomposição. No estágio adulto, frequentemente são encontrados em grande número em associação com excrementos de mamíferos domésticos. Desse modo, os esferocerídeos são conhecidos popularmente como "mosca-de-fezes" ou "mosca-pequena-de-fezes". Ocorrem em outros hábitats, mas possuem pouca ou nenhuma importância econômica.

88. Braulidae. São conhecidas sete espécies de Braulidae em dois gêneros no mundo (Thompson 2008). No Brasil, ocorre a espécie cosmopolita *Braula coeca* Nitzsch, conhecida popularmente como piolho-de-abelha ou pulga-de-abelha (Ronna 1936). Os adultos variam entre 1,5 e 1,7 mm de comprimento e possuem

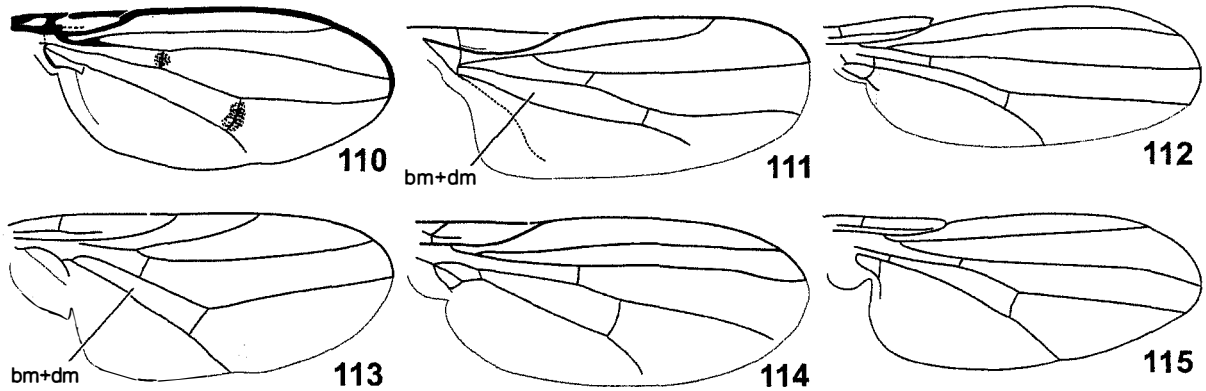


Figura 40.110-115. Schizophora, Acalyptratae, asas. **110**, Drosophilidae, *Drosophila ararama* Pavan & Cunha; **111**, Sphaeroceridae, *Chaetopodella biseta* (Duda); **112**, Canacidae, *Canaceoides angulatus* Wirth; **113**, Chloropidae, *Rhodesiella* sp.; **114**, Milichiidae; **115**, Tethinidae, *Tethina carioca* Prado & Tavares.

aparência peculiar de ácaros. A biologia de *B. coeca* é bem conhecida. Os estágios imaturos são encontrados nas colmeias, onde aparentemente se alimentam de mel e grãos de pólen. Após a emergência, os adultos se fixam nas cerdas ramificadas das abelhas por meio das garras tarsais. É frequente cada abelha possuir um ou dois braulídeos, mas uma rainha pode conter 30 ou mais indivíduos. Os adultos alimentam-se de gotas de líquido (presumivelmente de mel) das peças bucais da abelha. *Braula coeca* pode ter importância econômica considerável por prejudicar as colmeias (Stone 1966c).

89. Canacidae (Fig. 40.112). São conhecidas 119 espécies em 11 gêneros de Canacidae no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, há 23 espécies descritas em três gêneros (Amorim *et al.* 2002). Ocorrem em regiões costeiras tropicais e subtropicais, sendo particularmente abundantes no Pacífico. Assemelham-se, em aparência e hábitos, aos Ephydridae, embora estejam mais próximos filogeneticamente a Milichiidae e Tethinidae. As espécies são quase exclusivamente intertidais. As larvas são encontradas em algas, em áreas rochosas atingidas pelo mar ou em regiões praianas (Wirth 1975a). No Brasil, ocorre apenas *Paracanace oliveirai* (Wirth), descrita da baía de Sepetiba no Rio de Janeiro (Mathis 1992).

90. Chloropidae (Figs. 40.76, 113). Cosmopolita, a família Chloropidae é conhecida de 2.863 espécies em 205 gêneros no mundo (Thompson 2008). Para a região Neotropical, estão registradas 430 espécies em 57 gêneros (Amorim *et al.* 2002), catalogadas por Sabrosky & Paganelli (1984). Os adultos variam entre 1,5 e 5 mm de comprimento e frequentemente são encontrados em vegetação baixa, como capim, grama e flores de algumas outras plantas. O hábito alimentar da maioria das espécies neotropicais é virtualmente desconhecido. Em outras regiões, a maioria é saprófaga ou fitófaga, alimentando-se de uma grande variedade de plantas ou em matéria orgânica vegetal em decomposição. Há espécies predadoras ou parasitas; algumas são minadoras e podem tornar-se pragas. Espécies de *Hippelates* Loew podem ser prejudiciais ao homem e outros animais, alimentando-se de secreções de feridas ou em aberturas do corpo (Sabrosky & Paganelli 1984). Algumas espécies são vetores de bactérias e viroses para o homem e outros animais.

91. Milichiidae (Fig. 40.114). A família Milichiidae é cosmopolita, havendo espécies com ampla distribuição no mundo pelo transporte humano de espécies, como, por exemplo, *Desmometopa m-nigrum* (Zetterstedt). São conhecidas 276 espécies em 20 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 66 espécies em 16 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 1 e 5 mm de comprimento, geralmente são negros e frequentemente opacos, mas algumas espécies são brilhantes. As larvas são saprófagas ou coprófagas e existem numerosos registros de desenvolvimento em esterco, material vegetal em decomposição, ninhos de passarinhos, entre outros. Algumas espécies estão associadas a espécies de formigas do gênero *Atta* Fabricius. Adultos de algumas espécies têm relação comensal com insetos predadores, alimentando-se das exsudações das presas (Sabrosky 1973).

92. Tethinidae (Fig. 40.115). Família pequena, Tethinidae tem espécies distribuídas primariamente em zonas litorâneas de áreas temperadas e tropicais do mundo. São conhecidas 193 espécies em 17 gêneros no mundo (Thompson 2008). As espécies foram catalogadas por Mathis & Munari (1996). Para a região Neotropical, estão registradas 15 espécies em dois gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 1,5 e 3 mm de comprimento, são amarelados, cinzentos ou

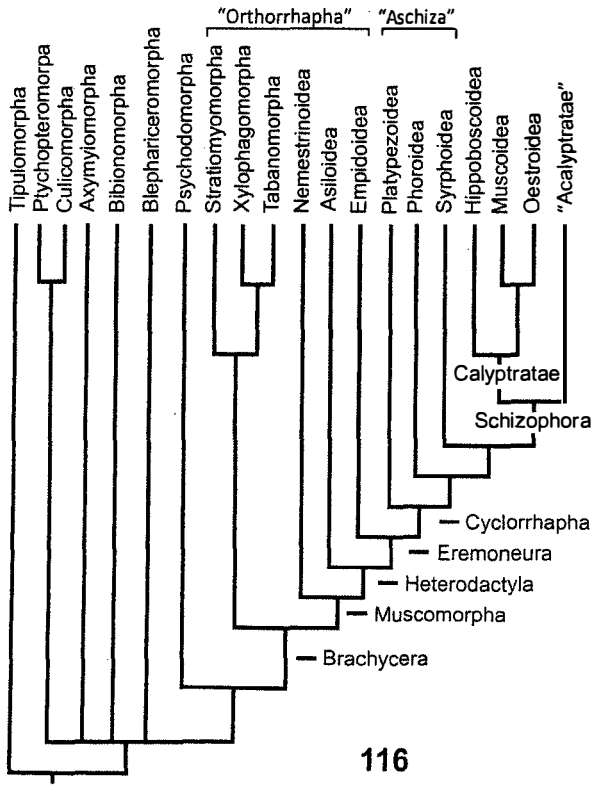


Figura 40.116 Hipótese de afinidades entre os grandes grupos de Diptera segundo Yeates *et al.* (2007).

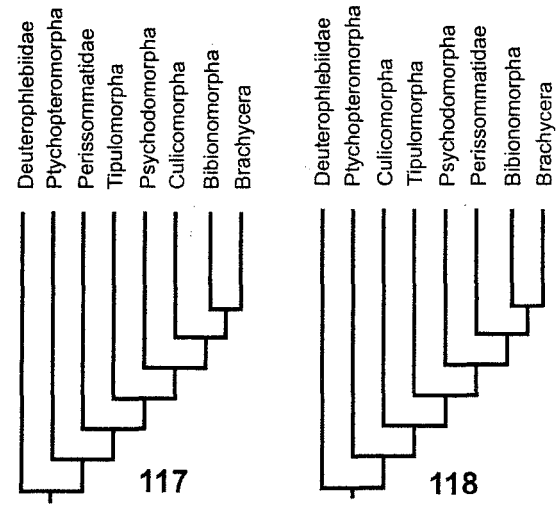


Figura 40.117 Hipóteses de afinidades entre os grupos basais de Diptera segundo Bertone *et al.*(2008).

enegrecidos, geralmente densamente pruinosos. A maioria das espécies está associada a ambiente marinho, praianos e secos, ou ambientes continentais áridos, salinos ou alcalinos (Foster 1976). Para o Brasil, foram descritas duas espécies de *Tethina* Haliday, ambas relacionadas ao ambiente marinho (Prado & Tavares 1966), sendo que uma delas teve larva, pupa e dados de biologia descritos (Artigas *et al.* 1992).

93. Curtonotidae. De distribuição, Curtonotidae é predominante em áreas tropicais e subtropicais das regiões Oriental, Paleotropical e Neotropical. São conhecidas 60 espécies em três gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, são conhecidas 21 espécies de *Curtonotum* Macquart. Os adultos variam entre 4 e 7 mm de comprimento, de aparência corcunda, acinzentados a castanho-escuros. Larvas de *Curtonotum cuthbertsoni* Duda foram encontradas alimentando-se de ovos em decomposição do gafanhoto-do-deserto na Eritreia, África (Wirth 1975b). Os hábitos alimentarem das espécies neotropicais são desconhecidos.

94. [Diastatidae]. É possível que membros da família Diastatidae ocorram no Brasil. É uma família pequena, com 48 espécies descritas em três gêneros no mundo (Thompson 2008). Prado (1984b) catalogou três espécies de *Diastata* Meigen, com distribuição na Costa Rica, Peru, Bolívia e Argentina. Nada é conhecido dos hábitos dos estágios imaturos (Prado 1984b).

95. Drosophilidae (Fig. 40.110). Drosophilidae é cosmopolita, com 3.944 espécies conhecidas em 119 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 694 espécies em 26 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Cerca da metade das espécies conhecidas pertencem ao gênero *Drosophila* Fallén, que está dividido em nove subgêneros (Wheeler 1970). Os adultos variam entre 1 e 9 mm de comprimento, com coloração variando de amarela a castanho-escura, com pruinosidade marcante a metálica. As larvas alimentam-se de grande variedade de microorganismos em secreções de plantas, fungos e matéria orgânica vegetal, como frutas e cactos em decomposição. Algumas larvas de *Scaptomyza* Hardy são minadoras de folhas; algumas larvas de *Clastopteromyia* Malloch são ectoparasitas de ninfas de Cercopidae; mas o hábito alimentar da grande maioria das espécies é desconhecido (Wheeler 1970). *Drosophila melanogaster* Meigen tem sido utilizada em diferentes pesquisas em genética e é um modelo bastante utilizado em biologia evolutiva.

96. Ephydridae (Fig. 40.77). Cosmopolita, exceto na Antártica, a família Ephydridae tem 1.980 espécies em 155 gêneros no mundo (Thompson 2008). Na região Neotropical, ocorrem 281 espécies em 63 gêneros (Amorim *et al.* 2002). Os adultos variam entre 1,5 e 4,5 mm de comprimento, são negro-brilhantes ou acinzentados. As larvas da maioria das espécies possuem hábitos aquáticos e semiaquáticos e os adultos encontrados nesse meio servem de alimento para a fauna habitante da região (Wirth 1968). Poucas espécies têm importância econômica, minadores de cereais irrigados, como arroz ou cevada. Larvas de algumas espécies são predadoras ou parasitoides de ovos de aranhas e sapos. Outras espécies são abundantes em lagos com alta concentração salina ou ocorrendo em meios bastante peculiares, por exemplo, *Helaeomyia petrolei* (Coquillett), encontrada em poças de petróleo cru (Wirth 1968).

Agradecimentos. Aos diversos pesquisadores que enviaram informação sobre os seus grupos de estudo: Alessandre Pereira Colavite – Neriidae; Allen Norrbom – Tephritidae; Amanda Cipandri Pires – Sciomyzidae; Ângelo Pires do Prado e Brian V. Brown – Phoridae; Carlos José Einicker Lamas – Bombyliidae e Mythicomyiidae; Cátia Antunes de Mello Patiu – Sarcophagidae; Dalton de Souza Amorim – grupos basais; Daniela Cristina Calado – Culicidae; Danilo Pacheco Cordeiro – Psychodidae; Guilherme C. Ribeiro – Limoniidae, Tipulidae; Gustavo Graciolli – Hippoboscidae, Streblidae, Nycteribiidae; Jéssica Gillung – Acroceridae, José Roberto Pujol-Luz – Acroceridae, Bombyliidae, Stratiomyidae; Júlia Calhau – Mydidae; Luciane Marinoni – Syrphidae e Sciomyzidae; Neal Evenhuis – Mythicomyiidae; Valéria Cid Maia – Cecidomyiidae. Ao Departamento de Zoologia da Universidade Federal do Paraná (Luciane Marinoni) e ao Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (Carlos José Einicker Lamas) pelo empréstimo dos exemplares para desenho. A Luciane Marinoni e Gustavo Graciolli, pelo auxílio na escolha das espécies para confecção dos desenhos e figuras de Sciomyzidae e Streblidae, respectivamente. Ao Carlos José E. Lamas, Dalton de Souza Amorim e Rosaly Ale-Rocha, pela leitura crítica e sugestões. CJBC, JAR e MSC são bolsistas do CNPq (processos 300873/2008-5, 300305/2007-9 e 300382/2010-3, respectivamente).

Referências bibliográficas

Aczél, M. 1956. Revisión parcial de las Pyrgotidae neotropicais y antárcticas, con sinopsis de los géneros y espécies (Diptera, Acalyptratae). **Revista Brasileira de Entomologia** 4: 161-184.

Albuquerque, D.O. 1953. Sôbre um gênero e uma espécie nova de "Thyreophoridae" do Brasil (Diptera, Haplostomata). **Revista Brasileira de Biologia** 13(2): 109-112.

Albuquerque, D.O. 1957. Fauna do Distrito Federal. XXXVII – Redescrição de *Chyliza consanguinea* Schiner, 1858 e descrição de duas espécies novas (Diptera–Psilidae). **Boletim do Museu Nacional do Rio de Janeiro**, Nova Série, 162: 1-11.

Albuquerque, D.O.; D. Pamplona & C.J.B. de Carvalho 1981. Contribuição ao conhecimento dos *Fannia* R.-D., 1830 da região Neotropical (Diptera, Fanniidae). **Arquivo do Museu Nacional do Rio de Janeiro** 56: 9-34.

Albuquerque, L.P. 1972. Sobre uma espécie do gênero *Scipopus* Enderlein, 1922 (Diptera, Micropezidae). **Acta Amazonica** 2(1): 123-126.

Alexander, C.P. & M. M. Alexander 1970. Family Tipulidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 4, 259 p.

Almeida, J.C. & R. Ale-Rocha 2008. Taxonomic review of *Neorhinotora* Lopes, 1934 (Diptera, Heleomyzidae). **Zootaxa** 1936: 40-58.

Amorim, D.S. 1992. A catalogue of the family Sciaridae (Diptera) of the Americas south of the United States. **Revista Brasileira de**

Entomologia 36(1): 55-77.

Amorim, D.S. 2009a. Catalogue of the Neotropical Diptera. Scatopsidae. **Neotropical Diptera** 4: 1-18.

Amorim, D.S. 2009b. Neotropical Diptera diversity: richness, patterns, and perspectives, p. 71-97. *In*: T. Pape, D. Bickel & R. Meier, **Diptera Diversity: status, challenges and tools**. Koninklijke Brill NV, Leiden. 459 p.

Amorim, D.S. & C.J.B. de Carvalho 1992. Book review: McAlpine, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha, p. 1397-1518. *In*: J.F. McAlpine (ed.). Manual of Nearctic Diptera. Ottawa, Res. Branch, Agriculture Canada, vol. 3, (monograph n. 32). **Revista Brasileira de Entomologia** 36(4): 899-904.

Amorim, D.S. & C.M. Vasconcelos 1989. First known Brazilian species of the genera *Scutops* and *Neoscutops* (Diptera: Periscelididae), with comments on the relationships between the species in each genus. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84 (Supl. IV): 37-44.

Amorim, D.S. & D.K. Yeates 2006. Pesky gnats: ridding dipteran classification of the Nematocera. **Studia Dipterologica** 13: 3-9.

Amorim, D.S. & E. Rindal 2007. A phylogenetic study of the Mycetophiliformia, with creation of the subfamilies Heterotrichinae, Ohakuneinae, and Chiletrichinae for the Rangomaramidae (Diptera, Bibionomorpha). **Zootaxa** 1535: 1-92.

Amorim, D.S.; V.C. Silva & M.I.P.A. Balbi 2002. Estado do conhecimento dos Diptera neotropicais, p. 29-36. *In*: C. Costa, S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic (eds). **Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomologia Sistemática PrIBES**. M3m Monografias Tercer Milênio, vol. 2. Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA) & Cyted, Zaragoza, 329 p.

Araújo-Coutinho, C.J.P.C.; M. Maia-Herzog & B.C. Souza 1988. Levantamento das espécies do gênero *Simulium* Latreille (Diptera, Simuliidae) no litoral norte do estado de São Paulo. **Revista Brasileira de Entomologia** 32(1): 11-17.

Artigas, J.N. & M.B. Hengst 1999. Illustrated key for the genera of the Argentinian asilids (Diptera, Asilidae). **Revista chilena de História Natural** 72(1): 107-150.

Artigas, J.N. & N. Papavero 1990. Studies of Mydidae (Diptera). V. Phylogenetic notes, key to the American genera and illustrations of spermathecae. **Gayana, Zoologia**, Concepción 54: 87-116.

Artigas, J.N.; N. Papavero & D.S. Amorim 1992. On the puparium of *Tethina brasiliensis* Prado & Tavares (Diptera, Tethinidae). **Gayana, Zoologia**, 56(3-4): 127-129.

Baptista, A.R. & W.N. Mathis 2000. Notes on the genus *Cyamops* Melander (Diptera: Periscelididae), including description of ten new species. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 102(3): 481-506.

Bayless, K. 2007. Coelopidae. Kelp Flies. Version 20 December 2007. http://tolweb.org/Coelopidae/10652/2007.12.20 in **The Tree of Life Web Project**, http://tolweb.org/ .Acesso: mar/2009.

Bernardi, N. 1973. The genera of the family Nemestrinidae (Diptera, Brachycera). **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, 24: 211-318.

Bertone, M.A.; G.W. Courtney & B.M. Wiegmann 2008. Phylogenetics and temporal diversification of the earliest true flies (Insecta: Diptera) based on multiple nuclear genes. **Systematic Entomology** 33: 668-687.

Borgmeier, T. 1968. A catalogue of the Phoridae of the World (Diptera, Phoridae). **Studia Entomologica** 11: 1-367.

Borgmeier, T. 1971. Supplement to a Catalogue of the Phoridae of the World. **Studia Entomologica** 14: 177-224.

Bortolanza, M.; C.J.B. de Carvalho & A.P.C. Lara 2006. A new species of *Coenosopsia* Malloch (Diptera, Anthomyiidae) from southern Brazil and a reappraisal of the cladistic analysis of the genus. **Zootaxa** 1242: 37-52.

Brooks, S.E. 2002. Audacious predacious lifestyles, p. 6-8. *In*: J.H. Skevington & P.T. Dang (eds.). Exploring the diversity of flies (Diptera). **Biodiversity** 3(4): 3-27.

Brown, B.V. 2009. **Update of Borgmeier's 1968 catalog of world phorids** <http://www.phorid.net/phoridae/phorcat.html>. Acesso mar/2009.

Brown, B.; A. Borkent; J.M. Cumming; D.M. Wood; N.E. Woodley & M.A. Zumbado 2009. **Manual of Central American Diptera.** Ottawa, NRC Research Press, vol. 1, 714 p.

Brown, B.; A. Borkent; J.M. Cumming; D.M. Wood; N.E. Woodley & M.A. Zumbado 2010. **Manual of Central American Diptera.** Ottawa, NRC Research Press, vol. 2, 715 - 1445 p.

Buzzi, Z.J. 2009. **Nomes populares de insetos e ácaros do Brasil**. Curitiba, Editora Universidade Federal do Paraná, 629 p.

Camras, S. 1957. A review of the New World *Physocephala* (Diptera: Conopidae). **Annals of the Entomological Society of America** 50(3): 213-218.

Carrera, M. 1945. Contribuição ao conhecimento do gênero *Rachicherus* Walker, 1854 (Diptera, Rachicheridae). **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, 5(14): 119-134.

Carrera, M. 1946. Moscas parasitas de aranhas. **Revista Chácaras e Quintais** 73(2): 174-178.

Carrera, M. & M.A.V. d'Andretta 1957. Sobre a família Pantophthalmidae. **Arquivos de Zoologia**, São Paulo, 10: 253-330.

Carvalho, C.J.B. de 1989. Classificação de Muscidae (Diptera): uma proposta através da análise cladística. **Revista Brasileira de Zoologia** 6(4): 627-648.

Carvalho, C.J.B. de & D. Pamplona 1979. Sobre uma nova espécie de *Euryomma* Stein, 1899 (Diptera, Fanniidae). **Revista Brasileira de Biologia** 39(3): 601-604.

Carvalho, C.J.B. de & P.B. Ribeiro 2000. Chave de identificação das espécies de Calliphoridae (Diptera) do sul do Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia** 9(2): 169-173.

Carvalho, C.J.B. de & M.S. Couri 2002. Part I, Basal Muscidae, p. 17-132. *In*: C.J.B. de Carvalho (ed.). **Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region: Taxonomy**. Curitiba, Editora Universidade Federal do Paraná, 287 p.

Carvalho, C.J.B. de & C.A. Mello-Patiu 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. **Revista Brasileira de Entomologia** 52(3): 390-406.

Carvalho, C.J.B. de; M.S. Couri; R. Toma; J.A. Rafael; A.Y. Harada; S.R. Bonatto; A.L. Henriques & H.A. de O. Gastal 2002a. Principais coleções brasileiras de Diptera: histórico e situação atual, p. 37-47. *In*: **Proyecto de red iberoamericana de Biogeografia y Entomologia sistemática, PrIBES 2002.** M3m-Monografias Tercer Milenio, vol. 2. Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA) & Cited, Zaragoza, 329 p.

Carvalho, C.J.B. de; M.O. Moura & P.B. Ribeiro 2002b. Chave para adultos de dípteros (Muscidae, Fanniidae, Anthomyiidae) associados ao ambiente humano no Brasil. **Revista Brasileira de Entomologia** 46(2): 107-114.

Carvalho, C.J.B. de; M. Bortolanza; M.C. Cardoso da Silva & E.D.G. Soares 2003a. Distributional patterns of the Neotropical Muscidae (Diptera), p. 263-274. *In:* Morrone, J.J. & J. Llorente B. (eds). **Una perspectiva Latinoamericana de la Biogeografía**. México. Las Prensas de Ciencia, Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma de México, vi+ 307 p.

Carvalho, C.J.B. de; A.C. Pont; M.S. Couri & D. Pamplona 2003b. A Catalogue of the Fanniidae (Diptera) of the Neotropical Region. **Zootaxa** 219: 1-32.

Carvalho, C.J.B. de; M.S. Couri; A.C. Pont; D.M. Pamplona & S.M. Lopes 2005. A Catalogue of the Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region. **Zootaxa** 860: 1-282.

Carvalho Filho, F.S.; M.C. Esposito; R.C.O. Santos 2009. A new species of *Helgreelia* Gaimari (Diptera: Odiniidae) from Brazil, with a key to the Neotropical species of Odiniidae. **Zootaxa** 2219: 61-68.

Chvála, M. 1983. The Empidoidea (Diptera) of Fennoscandia and Denmark II. General Part. The families Hybotidae, Atelestidae and

Microphoridae. **Fauna Entomologica Scandinavica** 12: 1-279.

Cook, E. F. 1967. Family Scatopsidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 22, 9 p.

Coscarón, S. & N. Papavero 1993. **An illustrated manual for the identification of the neotropical genera and subgenera of Tabanidae (Diptera)**. Belém, Museu Paraense Emílio Goeldi, Coleção Emilie Snethlage, 150 p.

Coscarón, S. & M. del C. Coscarón 1995. A revision of the southern realm species of genus *Chrysopilus* Macquart (Diptera, Rhagionidae). **Entomologische Abhandlungen** 56(14): 259-275.

Coscarón, S. & N. Papavero 2009a. Catalogue of Neotropical Diptera. Tabanidae. **Neotropical Diptera 6**: 1-137.

Coscarón, S. & N. Papavero 2009b. Manual of Neotropical Diptera. Tabanidae. **Neotropical Diptera 16**: 1-199.

Coscarón, S.; M. del C. Coscarón & N. Papavero 2008. Catalogue of Neotropical Diptera. Simuliidae. **Neotropical Diptera 2**: 1-90.

Coscarón, S.; M. del C. Coscarón & N. Papavero 2009. Manual of Neotropical Diptera. Simuliidae. **Neotropical Diptera 3**: 1-64.

Couri, M.S. 1999. Myasis caused by obligatory parasites. Ia. *Philornis* Meinert (Muscidae), p. 51-70. *In*: J.H. Guimarães & N. Papavero (eds.). **Myiasis in man and animals in the Neotropical Region**. São Paulo, Plêiade/ FAPESP, 308 p.

Couri, M.S. & C.J.B. de Carvalho 2002. Part II, Apical Muscidae, p. 133-259. *In*: C.J.B. de Carvalho (ed.). **Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region: Taxonomy.** Curitiba, Editora Universidade Federal do Paraná, 287 p.

Couri, M.S. & C.J.B. de Carvalho 2003. Systematic relations among *Philornis* Meinert, *Passeromyia* Rodhain & Villeneuve and allied genera (Diptera, Muscidae). **Brazilian Journal of Biology** 63(2): 223-232.

Crosskey, R.W. 1973. Simuliidae (black-flies, German: Kriebelmücken), p. 109-153. *In*: K.G.V. Smith (ed.). **Insects and other arthropods of medical importance**. British Museum (Natural History), London. 561 p.

Cumming, J.M. & D.M. Wood 2009. Chapter 2. Adult morphology and terminology, p. 9-50. *In*: B. Brown; A. Borkent; J.M. Cumming; D.M. Wood; N.E. Woodley & M.A. Zumbado (eds.), **Manual of Central American Diptera.** Ottawa, NRC Research Press, vol. 1, 714 p.

Cumming, J.M.; B.J. Sinclair & D.M. Wood 1995. Homology and phylogenetic implications of male genitalia in Diptera-Eremoneura. **Entomologica Scandinavica** 26: 120–151.

Dear, J.P. 1985. A revision of the New World Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). **Revista Brasileira de Zoologia** 3(3): 109-169.

De Meyer, M. 1996. World catalogue of Pipunculidae (Diptera). **Documents de Travail de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique**, Brussel, vol. 86, 127 p.

Dominguez, M.C. 2007. A taxonomic revision of the southern South American species of the genus *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 47 (24): 289-347.

Dominguez, M.C. & S.A. Roig-Juñent 2008. A phylogeny of the family Fanniidae Schnabl (Insecta: Diptera: Calyptratae) based on adult morphological characters, with special reference to the Austral species of the genus *Fannia*. **Invertebrate Systematics** 22: 563-587.

Esposito, M.C.; A.L. Lourenção & A.P. Prado 1992. Ocorrência e redescrição de *Liriomyza huidobrensis* Blanchard, 1926 (Diptera, Agromyzidae) em folhas de grão-de-bico (*Cicer arietinum* L.). **Revista Brasileira de Entomologia** 36(2): 247-250.

Evenhuis, N.L. 1989. 54. Family Micropezidae. *In*: **Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian Regions**. <http://hbs.bishopmuseum.org/aocat/micropezidae.html>. Acesso: jan/2006.

Evenhuis, N.L. 1994. **Catalogue of the fossil flies of the world (Insecta: Diptera)**. <http://hbs.bishopmuseum.org/fossilcat/>. Acesso: jan/2006.

Evenhuis, N.L. 2002a. *Pieza*, a new genus of microbombyliids from the New World (Diptera, Mythicomyiidae). **Zootaxa** 36: 1-28.

Evenhuis, N.L. 2002b. Catalog of the Mythicomyiidae of the World (Insecta: Diptera). **Bishop Museum Bulletin in Entomology** 10: 1-85.

Evenhuis, N.L. & D. Greathead 1999. **World Catalog of Bee Flies (Diptera: Bombyliidae).** Leiden: Backhuys Publishers, 756 p.

Felippe-Bauer, M.L. & S.J. Oliveira 2001. Lista dos exemplares tipos de Ceratopogonidae (Diptera, Nematocera) depositados na Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 96: 1109-1119.

Ferreira, R.L.M.; A.L. Henriques & J.A. Rafael 2002. Activity of tabanids (Insecta, Diptera, Tabanidae) attacking the reptiles *Caiman crocodilus* (Linn.) (Alligatoridae) and *Eunectes murinus* (Linn.) (Boidae), in Central Amazon, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 97(1): 133-136.

Fischer, C.R. 1932. Contribuição para o conhecimento da metamorphose e posição systematica da família Tylidae (Micropezidae, Dipt.). **Revista de Entomologia** 2(1): 15-24.

Foote, R.H. 1967. Family Tephritidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Departamento de Zoologia, Secretaria de Agricultura, São Paulo. Vol. 57, 91 p.

Foote, R.H. 1980. Fruit fly genera South of the United States (Diptera, Tephritidae). **Technical Bulletin of the United States Departament of Agriculture** 1600: 1-79.

Foster, G.A. 1976. Family Tethinidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 74. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 4 p.

Gagné, R.J. 2004. A catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the world. **Memoirs of the Entomological Society of Washington** 25, 408 p.

Gaimari, S.D. & R.P. Martins 1996. Nesting behavior and nest distributions of *Ammophila gracilis* Lepeletier (Hymenoptera: Sphecidae) in Brazil. **Journal of Hymenoptera Research** 5: 240-248.

Gill, G.D. 1968. Family Heleomyzidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 85. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo. 13 p.

Gillung, J.P. & C.J.B. de Carvalho 2009. Acroceridae (Diptera): pictorial key and diagnoses for the Brazilian genera. **Zootaxa** 2175: 29-41.

Graciolli, G. 2004. Nycteribiidae (Diptera, Hyppoboscoidea) no Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia** 21(4): 971-985.

Graciolli, G. & C.J.B. de Carvalho 2001a. Moscas ectoparasitas (Diptera, Hippoboscoidea, Nycteribiidae) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) do Estado do Paraná, Brasil. I. *Basilia*, taxonomia e chave pictórica para as espécies. **Revista brasileira de Zoologia** 18(Supl. 1): 33-49.

Graciolli, G. & C.J.B. de Carvalho 2001b. Moscas ectoparasitas (Diptera: Hippoboscoidea) de morcegos (Mammalia, Chiroptera) do Estado do Paraná. II. Streblidae. Chave pictórica para gêneros e espécies. **Revista Brasileira de Zoologia** 18(3): 907-959.

Graciolli, G. & C.J.B. de Carvalho 2003. Hippoboscidae (Diptera, Hippoboscoidea) no Estado do Paraná, Brasil: chaves de identificação, hospedeiros e distribuição geográfica. **Revista Brasileira de Zoologia** 20(4): 667-674.

Graciolli, G.; A.G. Autino & G.L. Claps 2007. Catalogue of American Nycteribiidae (Diptera, Hippoboscoidea). **Revista Brasileira de Entomologia** 5124): 142-159.

Greathead, D.J. & N.L. Evenhuis 1997. Family Bombyliidae, p. 487-512. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungary, 592 p.

Grimaldi, D. & M. Engel 2005. **Evolution of the Insects**. Cambridge

University Press, 755 p.

Guimarães, J.H. 1967a. Family Gasterophilidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 98. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo. 4 p.

Guimarães, J.H. 1967b. Family Oestridae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 106. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo. 4 p.

Guimarães, J.H. 1967c. Family Cuterebridae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 105. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo. 11 p.

Guimarães, J.H. 1971. Family Tachinidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 104. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 333 p.

Guimarães, J.H. & D.S. Amorim 2006. Diptera, p. 147-160. *In*: C. Costa, S. Ide & C.E. Simonka. **Insetos Imaturos: metamorfose e identificação**. Holos, Editora, Ribeirão Preto, 249 p.

Guimarães, J.H. & N. Papavero 1967. A contribution to the knowledge of the Neotropical Rhinotoridae (Diptera, Acalyptratae). **Papéis Avulsos do Departamento de Zoologia**, São Paulo, 18(7): 261-269.

Guimarães, J.H. & N. Papavero 1999. **Myiasis in man and animals in the Neotropical region:** bibliographic database. São Paulo, Editora Plêiade, FAPESP. 308 p.

Guimarães, J.H.; A.P. Prado & A.X. Linhares 1978. Three newly introduced blowfly species into southern Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia** 22(1): 54-60.

Guimarães, J.H.; E.C. Tucci & D.M. Barros-Battesti 2001. **Ectoparasitos de importância veterinária**. São Paulo Editora Plêiade, Fapesp. 218 p.

Guimarães, L.R. 1968a. Family Hipposboscidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 99. Departamento de Zoologia, Secretaria de Agricultura, São Paulo. 17 p.

Guimarães, L.R. 1968b. Family Nycteribiidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. Vol. 101. Departamento de Zoologia, Secretaria de Agricultura, São Paulo. 7 p.

Guimarães, L.R. & M.A.V. D'Andretta 1956. Sinopse dos Nycteribiidae (Ditpera) (sic) do Novo Mundo. **Arquivos de Zoologia do Estado de São Paulo** 9(1): 1-184.

Hamada, N. 1993. Association between *Hemerodromia* sp (Diptera, Empididae) and *Simulium perflavum* (Diptera, Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 88(1): 169-170.

Han, H.-Y. 2006. Redescription of *Sinolochmostylia sinica* Yang, the first palaearctic member of the little known family Ctenostylidae (Diptera, Acalyptratae). **Zoological Studies** 45: 357-362

Hancock, G. & D.S.Amorim 2009. Chapter 21. Anisopodidae, p. 341-345. *In*: B. Brown, A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood & M.A. Zumbado (eds.), **Manual of Central American Diptera.** Ottawa, NRC Research Press, vol. 1, 714 p.

Hardy, D.E. 1966. Family Bibionidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 18, 20 p.

Hennig, W. 1969. Neue Gattungen und Arten der Acalyptratae. **The Canadian Entomologist** 101(6): 589-633.

Hennig, W. 1971. Neue Untersuchungen über die Familien der Diptera Schizophora (Diptera: Cyclorrhapha). **Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde** 226: 1-76.

Hennig, W. 1981. **Insect Phylogeny**. New York. Wiley. 514 p.

Henriques, A.L. 2004. Tabanidae (Insecta: Diptera) do Parque Nacional do Jaú, p. 143-152. *In*: S.H. Borges; S. Iwanaga; C.C. Durigan & M.R. Pinheiro (eds.). **Janelas para a Biodiversidade no Parque Nacional do Jaú. Uma estratégia para o estudo da Biodiversidade da Amazônia.** Fundação Vitória Amazônica, Manaus. 280 p.

Henriques, A.L. 2009. Tabanidae, p. 169-178. *In*: C.R.V. da Fonseca; C. Magalhães; J.A. Rafael & E. Franklin (orgs.). **A fauna de artrópodes da Reserva Florestal Ducke. Estado atual do conhecimento taxonômico e biológico.** Manaus, Editora INPA, 307 p.

Hogue, C.L. 1971. Family Blephariceridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 8, 12 p.

Irwin, M.E. & D.W. Webb 1991. Brazilian Therevidae (Diptera): a checklist and description of species. **Acta Amazonica** 21: 85-121.

James, M.T. 1968. Family Rhagionidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 29, 12 p.

James, M.T. 1970. Family Calliphoridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 102, 28 p.

James, M.T. 1973. Family Stratiomyidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 26, 95 p.

James, M.T. 1975a. Family Xylomyidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 25, 4 p.

James, M.T. 1975b. Family Xylophagidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 24, 6 p.

Jaschhof, M. & C. Jaschhof. 2007. On the genus *Diadocidia* (Diptera, Sciaroidea, Diadocidiidae) in Costa Rica. **Zootaxa** 1586: 33-38.

Kameneva, E.P. 2004. A new species of genus *Plagiocephalus* (Diptera, Ulidiidae) from Central America. **Vestnik zoologii** 38(4): 15-22.

Kelsey, L.P. 1969. A revision of the Scenopinidae (Diptera) of the world. **Bulletin of the United States National Museum** 277: 1-336.

Kessel, E.L. & E.A. Maggioncalda 1968. A revision of the genera of Platypezidae, with the descriptions of five new genera, and considerations of phylogeny, circumversion, and hypopygia (Diptera). **The Wasmann Journal of Biology** 26(1): 33-106

Knutson, L. & A. Bredt 1976. Two new species of snail-killing flies from west-central Brazil (Diptera, Sciomyzidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 30(7): 113-118.

Knutson, L. & C.J.B. de Carvalho 1989. Seasonal distribution of relatively rare and common species of *Thecomyia* at Belém, Brazil (Diptera, Sciomyzidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 84(Suppl. 4): 287-289.

Krinsky, W.L. 1976. Animal disease agents transmitted by horse flies and deer flies (Diptera, Tabanidae). **Journal of Medical Entomology** 13(3): 225-275.

Krivosheina, N.P. 1997. Family Scenopinidae, p. 531-538. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungary, 592 p.

Krolow, T.K.; R.F. Krüger & P.B. Ribeiro 2007. Chave pictórica para os gêneros de Tabanidae (Insecta: Diptera) do bioma Campos Sulinos, Rio Grande do Sul, Brasil. **Biota Neotropica** 7: 253-264.

Laender, J.O.; E.S. Ribeiro; A.M.G. Gouveia; Z.I.P. Lobato & M.L.F. Brauer 2004. Levantamento das espécies de *Culicoides* Latreille, 1809 (Diptera: Ceratopogonidae) encontradas nas mesorregiões norte de Minas, Jequitinhonha, e Vale do Mucuri, Minas Gerais, Brasil. **Entomologia y Vetores** 11(1): 145-157.

Lamas, C.J.E. & S.S. Nihei 2007. Biogeographic analysis of Crocidiinae (Diptera, Bombyliidae): finding congruence among morphological, molecular, fóssil and paleogeographical data.

Revista Brasileira de Entomologia 51(3): 267-274.

Lopes, H. de S. 1937. Contribuição ao gênero "*Stylogaster*" Macquart, 1835 (Dipt.: Conopidae). **Archivos do Instituto de Biologia Vegetal** 3: 257-293.

Lopes, H. de S. 1938. Um novo genero de Diptera Acalyptratae e considerações sobre a família Ctenostylidae. **Archivos do Instituto de Biologia Vegetal** 2(2): 247-253.

Lopes, H. de S. 1969. Family Sarcophagidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria de Agricultura, vol. 103, 88 p.

Lutz, A.; A. Neiva & A. da Costa Lima 1915. Sobre "Pupipara" ou "Hippoboscidae" de aves brasileiras. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 7: 1-29.

Maa, T.C. 1969. A revised checklist and concise host index of Hippoboscidae (Diptera). **Pacific Insects Monograph** 20: 261-299.

Maia, V.C. 1995. Chaves para classificação de galhas de Cecidomyiidae (Diptera) em Myrtaceae na restinga da Barra de Maricá, Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Zoologia** 12(4): 1019-1013.

Maia, V.C. 2001. New genera and species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) from three restingas of Rio de Janeiro State, Brazil. **Revista brasileira de Zoologia** 18(Supl. 1): 1-32.

Maia, V.C. & G.W. Fernandes 2004. Insect galls from Serra de São José (Tiradentes, MG, Brazil). **Brazilian Journal of Biology** 64(3A): 423-445.

Maia, V.C.; M.A.G. Magenta & S E. Martins 2008. Ocorrência e caracterização de galhas de insetos em áreas de restinga de Bertioga (São Paulo, Brasil). **Biota Neotropica** 8(1): 167-197.

Majer, J.M. 1997. Family Therevidae, p. 519-529. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungary, 592 p.

Malavasi, A. & R.A. Zucchi 2000. **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil**. Holos editora, Ribeirão Preto, 327 p.

Marcondes, C.B. 2006. **Terapia larval: de lesões de pele causadas por diabetes e outras doenças**. Editora da Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 88 p.

Marinoni, L. & W.N. Mathis 2000. A cladistic analysis of Sciomyzidae Fallén (Diptera). **Proceedings of the Biological Society of Washington** 113(1): 162-209.

Marinoni, L.; M.N. Morales & I. Spaler 2007. Chave para identificação ilustrada para os gêneros de Syrphinae (Diptera, Syrphidae) de ocorrência no sul do Brasil. **Biota Neotropica** 7(1): 145-160.

Marques, A.D. & R. Ale-Rocha 2004. Revisão do gênero *Kroberia* Lindner, 1930 (Diptera: Ropalomeridae) da região Neotropical. **Revista Brasileira de Entomologia** 48(3): 315-322.

Marques-Costa, A.P. & R. Ale-Rocha 2005a. Revisão do gênero *Willistoniella* Mik, 1895 (Diptera, Ropalomeridae) da região Neotropical. **Revista Brasileira de Entomologia** 49(2): 210-227.

Marques-Costa, A.P. & R. Ale-Rocha 2005b. Revisão do gênero Neotropical *Apophorhynchus* Williston (Diptera, Ropalomeridae). **Revista Brasileira de Entomologia** 49(4): 512-521.

Marshall, S.A.; M.Buck; J.H. Skevington & D. Grimaldi 2009. A revision of the family Syringogastridae (Diptera: Diopsidae). **Zootaxa** 1996: 1-80.

Martin, C.H. 1968. Family Leptogastridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 35a, 11 p.

Martin, C.H. & N. Papavero 1970. Family Asilidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 35b, 139 p.

Mathis, W.N. 1992. World Catalog of the Beach-Fly Family Canacidae (Diptera). **Smithsonian Contributions to Zoology** 536: 1-18.

Mathis, W.N. & L. Munari 1996. World Catalogue of the family Tethinidae (Diptera). **Smithsonian Contribution to Zoology** 584: 1-27.

McAlpine, D.K. 1960. A review of the Australian species of Clusiidae (Diptera, Acalyptratae). **Records of the Australian Museum** 25(4): 63-94.

McAlpine, D.K. 1985. The Australian genera of Heleomyzidae (Diptera: Schizophora) and a reclassification of the family into tribes. **Records of the Australian Museum** 36: 203-251.

McAlpine, D.K. 1989. The taxonomic position of the Ctenostylidae (= Lochmostyliinae; Diptera: Schizophora). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 84 (Supl. IV): 365-371.

McAlpine, D.K. 1991. Review of the Australian kelp flies (Diptera: Coelopidae). **Systematic Entomology** 16: 29-84.

McAlpine, J.F. 1977. A revised classification of the Piophilidae including 'Neottiophilidae' and 'Thyreophoridae' (Diptera: Schizophora). **Memoirs of the Entomological Society of Canada** 103: 1-66.

Melo, G.A.R.; L.R.R. Faria Jr.; P. Marchi & C.J.B. de Carvalho 2008. Small orchid bees are not safe: parasitism of two species of *Euglossa* (Hymenoptera: Apidae: Euglossina) by conopid flies (Diptera, Conopidae). **Revista Brasileira de Zoologia** 25(3): 573-575.

Mello, R.A. de 2003. Chave para a identificação das formas adultas das espécies da família Calliphoridae (Diptera, Brachycera, Cyclorrhapha) encontradas no Brasil. **Entomología y Vectores** 10(2): 255-268.

Moura, M.O.; C.J.B. de Carvalho & E.L.A. Monteiro-Filho 1997. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Paraná. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 92(2): 269-274.

Nagatomi, A. 1982. The genera of Rhagionidae (Diptera). **Journal of Natural History** 16: 31-70.

Nagatomi, A. 1984. Notes on Athericidae (Diptera). **Memoirs of the Kagoshima Univesity Research Center for the South Pacific** 5(2): 87-106.

Nagatomi, A. 1997. Family Rachiceridae, p. 379-386. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera Budapest, Science Herald, Hungria, 592 p.

Nagatomi, A. & R. Rozkosny 1997. Family Xylomyidae, p. 369-378. *In*: L. Papp, L. & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungria, 592 p.

Nartshuk, E.P. 1997. Family Acroceridae, p. 469-485. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera**, vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungary, 592 p.

Nihei, S.S. & C.J.B. de Carvalho 2004. Taxonomy, cladistics and biogeography of *Coenosopsia* Malloch (Diptera, Anthomyiidae) and its significance to the evolution of anthomyiids in the Neotropics. **Systematic Entomology** 29: 260-275.

Norrbom, A.L. & J.F. McAlpine 1997. A revision of the Neotropical species of *Dasiops* Rondani (Diptera, Lonchaeidae) attacking *Passiflora* (Passifloraceae). **Memoirs of the Entomological Society of Washington** 18: 189-211.

Oliveira, F.L. de; J.A. Rafael & A.L. Henriques 2002. *Phorcotabanus cinereus* (Wiedemann, 1821) (Diptera, Tabanidae), an ornithophilic species of tabanid in Central Amazon, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 97(6): 839-842.

Overal, W.L. 1980. Host-relations of sthe batfly *Megistopoda aranea* (Diptera: Streblidae) in Panamá. **The University of Kansas Science Bulletin** 52(1): 1-20.

Painter, R.H.; E.M. Painter & J. Hall 1978. Family Bombyliidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 38, 92 p.

Pamplona, D. 1992. Gêneros neotropicais de Anthomyiidae – chave para adultos (Insecta, Diptera). **Revista Brasileira de Entomologia** 36: 569-574.

Papavero, N. 1967a. Family Anisopodidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 17, 9 p.

Papavero, N. 1967b. Family Pantophthalmidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 30, 8 p.

Papavero, N. 1967c. Family Lonchopteridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 41. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo, 1 p.

Papavero, N. 1967d. Family Rhinotoridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 87. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo, 4 p.

Papavero, N. 1968. Family Nemestrinidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 36, 12 p.

Papavero, N. 1970. Family Thyreophoridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 69, 1 p.

Papavero, N. 1971a. Family Conopidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 47, 28 p.

Papavero, N. 1971b. **Essays on the history of Neotropical Dipterology, with special reference to the collectors (1750-1905).** Vol. 1, São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, 216 p.

Papavero, N. 1973. **Essays on the history of Neotropical Dipterology, with special reference to the collectors (1750-1905)**. Vol. 2, São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, 217-446 p.

Papavero, N. 1977a. Family Diadocidiidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 19A, 3 p.

Papavero, N. 1977b. Family Ditomyiidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 19B, 6 p.

Papavero, N. 1977c. Family Lygistorrhinidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 19D, 2 p.

Papavero, N. 1978a. Family Keroplatidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 19C, 22 p.

Papavero, N. 1978b. Family Mycetophilidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 19E, 78 p.

Papavero, N. 2002. Insecta – Diptera – Pantophthalmidae. **Fauna da Amazônia brasileira** 11: 1-4.

Papavero, N. 2009a. Catalogue of Neotropical Diptera. Mydidae. **Neotropical Diptera** 14: 1-31.

Papavero, N. 2009b. Catalogue of Neotropical Diptera. Asilidae. **Neotropical Diptera** 17: 1-178.

Papavero, N. 2009c. Catalogue of Neotropical Diptera. Pantophthalmidae. **Neotropical Diptera** 19: 1-11.

Papavero, N. 2009d. Manual of Neotropical Diptera. Pantophthalmidae. **Neotropical Diptera** 20: 1-11.

Papavero, N. & J.N. Artigas 1991. Phylogeny of the American genera of Solvidae (Xylomyidae), with illustrations of the female spermathecae. **Gayana, Zoology** 55(2): 101-113.

Papavero, N. & J.N. Artigas 2009. Manual of Neotropical Diptera. Mydidae. **Neotropical Diptera** 15: 1-58.

Papavero, N. & N. Bernardi 2009a. Catalogue of Neotropical Diptera. Nemestrinidae. **Neotropical Diptera** 7: 1-16.

Papavero, N. & N. Bernardi 2009b. Manual of Neotropical Diptera. Pantophthalmidae. **Neotropical Diptera** 8: 1-11.

Papavero, N. & J.H. Guimarães 2009a. Catalogue of Neotropical Diptera. Cuterebridae. **Neotropical Diptera** 11: 1-17.

Papavero, N. & J.H. Guimarães 2009b. Manual of Neotropical Diptera. Cuterebridae. **Neotropical Diptera** 12: 1-7.

Papavero, N. & T. de J. Pimentel 2002a. Insecta – Diptera – Solvidae (Xylomyidae). **Fauna da Amazônia brasileira** 13: 1.

Papavero, N. & T. de J. Pimentel 2002b. Insecta – Diptera – Neriidae. **Fauna da Amazônia brasileira** 14: 1-2.

Papavero, N. & T. de J. Pimentel 2002c. Insecta – Diptera – Piophilidae (incl. Thyreophoridae). **Fauna da Amazônia brasileira** 15: 1-3.

Papavero, N.; T. de J. Pimentel & J.A. Rafael 2002. Insecta – Diptera – Mydidae (Mydaidae, Mydasidae). **Fauna da Amazônia brasileira** 2: 1-5.

Papavero, N., J.N. Artigas & C.J.E. Lamas 2009. Manual of Neotropical Diptera. Asilidae. **Neotropical Diptera** 18: 1-320.

Pape, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the world (Insecta: Diptera). **Memoirs of Entomology International** 8: 1-558.

Pape, T. 1998. Family Rhinophoridae, p. 679-689. *In*: L. Papp & B. Darvas (Eds.), **Contribution to a Manual of Palaearctic Diptera. 3.** Higher Brachycera. Science Herald, Budapest.

Pape, T. 2001. Phylogeny of Oestridae (Insecta: Diptera). **Systematic Entomology** 26: 133-171.

Papp, L. & V.C. Silva 1995. Seven new genera of the Neotropical Lauxaniidae (Diptera). **Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae** 41(3): 185-208.

Pie, M.R. 1998. Lek behavior as the mating strategy of *Setellia* sp. (Diptera: Richardiidae). **Journal of Insect Behavior** 11(6): 823-832.

Pie, M.R. & K. Del-Claro 2001. Male-male agonistic behavior and ant-mimicry in a Neotropical richardiid (Diptera: Richardiidae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 37(1): 19-22.

Pinto, L.G. & D.S. Amorin 2000. **Bibionidae (Diptera: Bibionomorpha). Morfologia e Análise Filogenética**. Holos, Editora, Ribeirão Preto, 98 p.

Pires, A.C; L. Marinoni & C.J.B. de Carvalho 2008. Track analysis of the Neotropical genus *Sepedonea* Steyskal (Diptera: Sciomyzidae): a proposal based on the phylogenetic analysis of its species. **Zootaxa** 1716: 21-34.

Pitkin, B.R. 1989. Family Lonchaeidae. *In*: N.L. Evenhuis (ed.). **Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian Regions**. <http://hbs.bishopmuseum.org/aocat/lonchaeidae.html>. Acesso: jun/2006.

Pont, A.C. 1972. Family Muscidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 97. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 111 p.

Pont, A.C. 1974. Family Anthomyiidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 96a. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 21 p.

Prado, A.P. do. 1969. Syringogastridae, uma nova família de dípteros Acalyptratae, com descrição de seis espécies novas do gênero *Syringogaster* Cresson. **Studia Entomologica** 12(1-4): 1-32.

Prado, A.P. do. 1973. Contribuição ao conhecimento da família Odiniidae (Diptera, Acalyptratae). **Studia Entomologica** 16(1-4): 481-510.

Prado, A.P. do. 1975a. Family Psilidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 50. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 3 p.

Prado, A.P. do. 1975b. Family Syringogastridae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 51. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 2 p.

Prado, A.P. do. 1975c. Family Periscelididae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 67. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 3 p.

Prado, A.P. do. 1975d. Family Odiniidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 82, 4 p.

Prado, A.P. do. 1975e. Family Notomyzidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 85A, 2 p.

Prado, A.P. do. 1975f. Family Teratomyzidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 89A, 1 p.

Prado, A.P. do. 1984a. Family Cypselosomatidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 49a. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 2 p.

Prado, A.P. do. 1984b. Family Diastatidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 80. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 1 p.

Prado, A.P. do. & O. Tavares 1966. Sobre duas espécies do gênero "Tethina" Haliday, 1838 (Dipt.: Tethinidae). **Revista Brasileira de Biologia** 26: 429-439.

Prado, A.P. do & N. Papavero 2002. Insecta–Diptera–Ropalomeridae. **Fauna da Amazônia brasileira** 5: 1-3.

Prado, A.P. & N. Papavero 2009. Catalogue of Neotropical Diptera. Ropalomeridae. **Neotropical Diptera** 13: 1-8.

Rafael, J.A.; A.P. Aguiar & D.S. Amorim. 2009. Knowledge of insect diversity in Brasil: challenges and advances. **Neotropical Entomology** 38(5): 565-570.

Rafael, J.A. & R.A. Ale 1983. Ocorrência de *Metatrichia robusta* Kroeber (Diptera, Scenopinidae) na Amazônia e sua distribuição sazonal. **Acta Amazonica** 13(3-4): 709-711.

Rafael, J.A. & I.S. Gorayeb 1982. Tabanidae (Diptera) d a Amazônia I. Uma nova armadilha suspensa e primeiros registros de mutucas de copas de árvores. **Acta Amazonica** 12(1): 232-236.

Rafael, J.A. & A.L. Henriques 1990. Ocorrência do gênero *Suragina* Walker na América do Sul e descrição de uma espécie nova (Diptera, Athericidae). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, série Zoologia, 6(2): 165-168

Rafael, J.A.; T. de J. Pimentel; F.S.P. Godoi & R.J.P. Machado 2009. The enigmatic genus *Ctenostylum* Macquart with the description of a new species from the Brazilian Amazon Basin and a checklist of world Ctenostylidae species (Diptera). **Zootaxa** 2026: 63-68.

Raga, A.; M.F. Souza Filho; V. Arthur & A.L.M. Martins. 1996. Avaliação da infestação de moscas-das-frutas em variedades de café (*Coffea* spp.). **Arquivos do Instituto Biológico** 63: 59-63.

Rasmussen, C. & S.A. Cameron 2004. Conopid fly (Diptera: Conopidae) attacking large orchid bees (Hymenoptera: Apidae: *Eulaema*). **Journal of the Kansas Entomological Society** 77(1): 61-62.

Ribeiro, G.C. 2007. A review of the monotypic genus *Chilelimnophila* Alexander (Diptera: Tipulomorpha: Limoniidae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 47(18): 203-211.

Ribeiro, G.C. 2009. Phylogeny of the Limnophilinae (Limoniidae) and early evolution of the Tipulomorpha (Diptera). **Invertebrate Systematics** 22: 627-694.

Ribeiro, G.C. & D.S. Amorim 2002. Revision of the species of *Elephantomyia* Osten Sacken in Brasil (Diptera: Tipulomorpha: Limoniidae). **Zootaxa** 46: 1-16.

Rindal, E. & G.E.E. Søli 2006. Phylogeny of the subfamily Mycetophilinae (Diptera: Mycetophilidae). **Zootaxa** 1302: 43-59.

Robinson, H. 1970. Family Dolichopodidae (Dolichopidae). *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 40, 92 p.

Ronna, A. 1936. Piolho ou pulga da abelha (*Braula coeca* Nitzsch). **Revista do Departamento Nacional da Producção Animal** 3(1-6): 143-148.

Rozkosny, R. & A. Nagatomi 1997. Family Athericidae, p. 439-446. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.). **Manual of Palaerctic Diptera,** vol. 2, Nematocera and lower Brachycera. Budapest, Science Herald, Hungary, 592 p.

Sabrosky, C.W. 1966. Family Asteiidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 92. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo, 5 p.

Sabrosky, C.W. 1973. Family Milichiidae (Phyllomyzidae, including Camidae). *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 75. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 12 p.

Sabrosky, C.W. & C.H. Paganelli 1984. Family Chloropidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 81, 63 p.

Santos, C.M.D. dos 2008. Geographical distribution of Tabanomorpha (Diptera, Brachycera): Athericidae, Austroleptidae, Oreoleptidae, Rhagionidae, and Vermileonidae. **EntomoBrasilis** 1: 43-50.

Schlinger, E.I. 1952. The emergence, feeding habits, and host of *Opsebius diligens* Osten Sacken (Diptera, Acroceridae). **The Pan-Pacifc Entomologist** 28(1): 7-12.

Schlinger, E. I. 1956. A revision of the Acrocerid flies of the genus *Pialea* Erichson with a discussion of their sexual dimorphism (Diptera). **Proceedings of the United States National Museum** 16(3373): 359-375.

Schlinger, E. I. 1960. A revision of the genus *Ogcodes* Latreille with particular reference to species of the Western Hemisphere. **Proceedings of the United States National Museum 111**: 227-336.

Schlinger, E. I. 1971. The Acroceridae of Japan, Part I. Resurrection of the Philopotine Genus *Oligoneura* Bigot, with a revision of the Japanese species and redescriptions of seven new species (Diptera), p. 185-200. *In*: S. Asahina; J.L. Gressitt; Z. Kikada; K. Namura (eds.). **Entomological Essays to Commemorate the Retirement of Professor K. Yasumatsu.** Hokuryukan Publishing. Co., Tokyo, vol. 6, 389 p.

Schlinger, E. I. 1972. A new Brazilian panopine species, *Exetasis eickstedtae*, reared from the Theraphosid spider, *Lasiodora klugi* (Koch), with a description of its immature larval stages (Diptera; Acroceridae). **Papéis Avulsos de Zoologia** 26(7): 73-82.

Schlinger, E. I. 1987. The Biology of Acroceridae (Diptera: true endoparasitoids of spiders, p. 319-327. *In*: W. Nentwig (ed.). **Ecophysiology of spiders.** Springer-Verlag, Berlin Heidelberg, New York e Tokyo, 448 p.

Silva, V.C. 1990. Revision of the family Sepsidae of the Neotropical Region. I. The genus *Meroplius* Rondani (Diptera, Schizophora). **Revista Brasileira de Entomologia** 34(4): 709-711.

Silva, V.C. 1992. Revision of the family Sepsidae of the Neotropical Region. II. The genus *Meropliosepsis* Duda, 1926 (Diptera, Schizophora). **Revista Brasileira de Entomologia** 36(3): 549-552.

Silva, V.C. 1993. Revisão da família Sepsidae na Região Neotropical. III. Os gêneros *Palaeosepsis* Duda, 1926, *Archisepsis* gen.n. e *Microsepsis* gen.n.; chave para os gêneros neotropicais (Diptera, Schizophora). **Iheringia, série Zoologia** 75: 117-170.

Sinclair, B.J. & J.M. Cumming 2006. The morphology, higher-level phylogeny and classification of the Empidoidea (Diptera). **Zootaxa** 1180: 1–172.

Sinclair, B.; J.M. Cumming & D.M. Wood 1994. Homology and phylogenetic implications of male genitalia in Diptera-Lower Brachycera. **Entomologica Scandinavica** 24: 407–432.

Skidmore, P. 1985. The biology of the Muscidae of the world. **Series Entomologica** 29: 1-550.

Skevington, J.H. 2002. Intimate neighbours: parasitoids and parasites, p. 8-12. *In*: J.H. Skevington & P.T. Dang (eds.). Exploring the diversity of flies (Diptera). **Biodiversity** 3(4): 3-27.

Smith, K.G.V. 1962. Studies on Brazilian Empididae (Diptera). **The**

Transactions of the Royal Entomological Society of London 114(7): 195-266.

Smith, K.G.V. 1967. Family Empididae (Empidae, Hybotidae). *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 39, 67 p.

Smith, K.G.V. 1989. Family Lonchopteridae. *In*: N. Evenhuis (ed.). **Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian Regions**. http://hbs.bishopmuseum.org/aocat/aocathome.html. Acesso: set/2004.

Soós, Á. 1968. Family Clusiidae. *In*: **A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 84. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo, 13 p.

Spencer, K.A. 1963. A synopsis of the Neotropical Agromyzidae (Diptera). **Transactions of the Entomological Society of London** 115: 291-389.

Spencer, K.A. 1973. The Agromyzidae (Diptera) of Venezuela. **Revista de la Facultad de Agronomia, Maracay 7**(2): 5-107.

Spencer, K.A. 1982. Agromyzidae (Diptera) do Chile. **Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde**, Serie A 357: 1-55.

Spencer, K.A. 1984. The Agromyzidae (Diptera) of Colombia, including a new species attacking potato in Bolivia. **Revista Colombiana de Entomologia** 10(1/2): 3-33.

Steyskal, G.C. 1958. Notes on the Richardiidae, with a review of the species known to occur in the United States (Diptera, Acalyptratae). **Annals of Entomological Society of America** 51: 302-310.

Steyskal, G.C. 1967a. Family Tanypezidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 52, 4 p.

Steyskal, G.C. 1967b. Family Pyrgotidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 56, 8 p.

Steyskal, G.C. 1967c. Family Ropalomeridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 60, 7 p.

Steyskal, G.C. 1968a. Family Micropezidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 48, 33 p.

Steyskal, G.C. 1968b. Family Neriidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 49, 33 p.

Steyskal, G.C. 1968c. The genus *Somatia* Schiner, II. (Diptera: Somatiidae). **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 70: 255-257.

Steyskal, G.C. 1968d. Family Richardiidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 53, 26 p.

Steyskal, G.C. 1968e. Family Otitidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 54, 31 p.

Steyskal, G.C. 1968f. Family Platystomatidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 55, 4 p.

Steyskal, G.C. 1968g. Family Sepsidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 55, 6 p.

Steyskal, G.C. 1970. Family Somatiidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. Vol. 94, 2 p.

Steyskal, G.C. 1977a. **Pictorial key to species of the genus *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae).** The Entomological Society of Washington, Washington, D.C., 35 p.

Steyskal, G.C. 1977b. Family Dryomyzidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. Vol. 62, 2 p.

Steyskal, G.C. 1987. Micropezidae, p. 761-767. *In*: J.F. McAlpine, B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth & D.M. Wood (eds.). **Manual of Nearctic Diptera**. Ottawa, Res. Branch, Agriculture Canada, vol. 2, (monograph n. 28), 675-1332 p.

Steyskal, G.C. & L.V. Knutson 1975. Key to the genera of Sciomyzidae (Diptera) from the Americas south of the United States, with descriptions of two new genera. **Proceedings of the Entomological Society of Washington** 77: 274-277.

Stireman, J.O. III; J.E. O'Hara & D.M. Wood 2006. Tachinidae: Evolution, behavior, and Ecology. **Annual Review of Entomology** 51: 525-555.

Stone, A. 1966a. Family Chaoboridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 11, 8 p.

Stone, A. 1966b. Family Dixidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 10, 4 p.

Stone, A. 1966c. Family Braulidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 73, 1 p.

Strieder, M.N.; E. Corseuil & V. Py-Daniel 1992. Espécies do gênero *Simulium* (Diptera, Simuliidae) ocorrentes no Rio Grande do Sul, Brasil, com chaves para sua identificação. **Acta Biológica Leopoldensia** 14(2): 53-74.

Stuckenberg, B.R. 1973. The Athericidae, a new family in the lower Brachycera (Diptera). **Natal Museum Annals** 21: 649-673.

Thompson, F.C. 2008. **The Diptera site. The biosystematic database of world Diptera. Nomenclator status statistics.** Version 10.5. <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/ names/ Status/bdwdstat.htm >. Acesso: jan/2009.

Thompson, F.C.; J.R. Vockeroth & Y.S. Sedman 1976. Family Syrphidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 46, 195 p.

Toma, R. 2003. Estudo das espécies do "complexo *Acaulona*" sensu Sabrosky (Diptera, Tachinidae). **Revista Brasileira de Entomologia** 47(2): 267-282.

Tozoni, S.H.S. 1993. Revision of the genus *Olbiogaster* Osten-Sacken (Diptera: Anisopodoidea: Olbiogastridae), 1. Description of 13 new species, taxonomic notes and a key to the Neotropical species. **Revista Nordestina de Biologia** 8: 119–142.

Turcatel, M.; C.J.B. de Carvalho & J.A. Rafael 2007. Mutucas (Diptera: Tabanidae) do estado do Paraná, Brasil: chave de identificação pictórica para subfamílias, tribos e gêneros. **Biota Neotropica** 7(2): 1-14.

Val, F.C. do 1976. Systematics and evolution of the Pantophthalmidae (Diptera, Brachycera). **Arquivos de Zoologia** 27(2): 51-164.

Vockeroth, J.R. 2009. Chapter 15. Mycetophilidae (fungus gnats), p. 267-278. *In*: B. Brown; A. Borkent; J.M. Cumming; D.M. Wood; N.E. Woodley & M.A. Zumbado (eds.), **Manual of Central American Diptera.** Ottawa, NRC Research Press, vol. 1, 714 p.

Von Eickstedt, V.R.D. 1971. Three cases of parasitism in the Mygalomorph spider *Lasiodora klugi* (Koch) by a fly of the genus *Exetasis* (Diptera, Acroceridae) in Brazil. **Memórias do Instituto Butantan** 35: 136-146.

Vulcano, M.A. 1967. Family Simuliidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 16, 44 p.

Wenzel, R.L. 1970. Family Streblidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States.** 100. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo. 25 p.

Wendt, L.D. & C.J.B. de Carvalho 2007. Taxonomia de Fanniidae (Diptera) do sul do Brasil – I: nova espécie e chave de identificação de *Euryomma* Stein. **Revista Brasileira de Entomologia** 51 (2): 197-204.

Wendt, L.D. & C.J.B. de Carvalho 2009. Taxonomia de Fanniidae (Diptera) do sul do Brasil – II: novas espécies e chave de identificação de *Fannia* Robineau-Desvoidy. **Revista Brasileira de Entomologia** 52 (2): 171-206.

Wheeler, M.R. 1970. Family Drosophilidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 79, 65 p.

Wiegmann; B.M.; M.D. Trautwein; I.S. Winkler; N.B. Barr; J.-W. Kim; C.Lambkin; M.A. Bertone; B.K. Cassel; K.M. Bayless; A.M. Heimberg; B.M. Wheeler; K.J. Peterson; T. Pape; B.J. Sinclair; J.H. Skevington; V. Blagoderov; J. Caravas; S.N. Kutty; U. Schmidt-Ott; G.E. Kampmeier; F. Christian Thompson; D.A. Grimaldi; A.T. Beckenbach; G.W. Courtney; M. Friedrich; R. Meier & D.K. Yeates. 2011. Episodic radiations in the fly tree of life. **PNAS**, www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.1012675108

Wirth, W.W. 1968. Family Ephydridae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, vol. 77, 43 p.

Wirth, W.W. 1974. Family Ceratopogonidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 14, 89 p.

Wirth, W.W. 1975a. Family Canaceidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 76, 5 p.

Wirth, W.W. 1975b. Family Curtonotidae. *In*: **A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States**. São Paulo, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, vol. 78, 5 p.

Woodley, N.E. 2001. A World Catalog of the Stratiomyidae (Insecta, Diptera). **Myia** 11: 1-473.

Woodley, N.E.; A. Borkent & T.A. Wheeler 2009. Phylogeny of Diptera, p. 79-94. *In*: B. Brown; A. Borkent; J.M. Cumming; D.M. Wood; N.E. Woodley & M.A. Zumbado (eds.), **Manual of Central American Diptera**. Ottawa, NRC Research Press, vol. 1, 714 p.

WRBU 2006. **Walter Reed Biosystematics Unit**. http://www.wrbu.org/. Acesso: jan/2006.

Xerez, R. de & J.R. Pujol-Luz 2001. Description of the larva of *Vittiger schnusei* Kertész, 1909 (Diptera: Stratiomyidae) from Ilha da Marambaia, Rio de Janeiro, Brazil. **Studia dipterologica** 8(1): 337-341.

Yang, D.; Y. Zhu; M. Wang & L. Zhang 2006. **World Catalog of Dolichopodidae (Insecta: Diptera).** China Agricultural University Press. Beijing, 740 p.

Yang D.; K. Zhang; G. Yao & J. Zhang 2007. **World Catalog of Empididae (Insecta: Diptera).** China Agricultural University Press, Beijing, 599 p.

Yeates, D.K. 1994. The cladistic and classification of the Bombyliidae (Diptera: Asiloidea). **Bulletin of the American Museum of Natural History** 219: 1-191.

Yeates, D.K. & B.M. Wiegmann 1999. Congruence and controversy: toward a higher phylogeny of Diptera. **Annual Review of Entomology** 44: 397-428.

Yeates, D.K.; B.M. Wiegmann; G.W. Courtney; R. Meier; C. Lambkin & T. Pape 2007. Phylogeny and systematics of Diptera: Two decades of progress and prospects. **Zootaxa** 1668: 565-590.

Zaitsev, V.F. 1992. The phylogeny and system of dipterous insects of the superfamily Bombyloidea (Diptera). **Entomologicheskoe Obozrenie** 70(1991): 7.

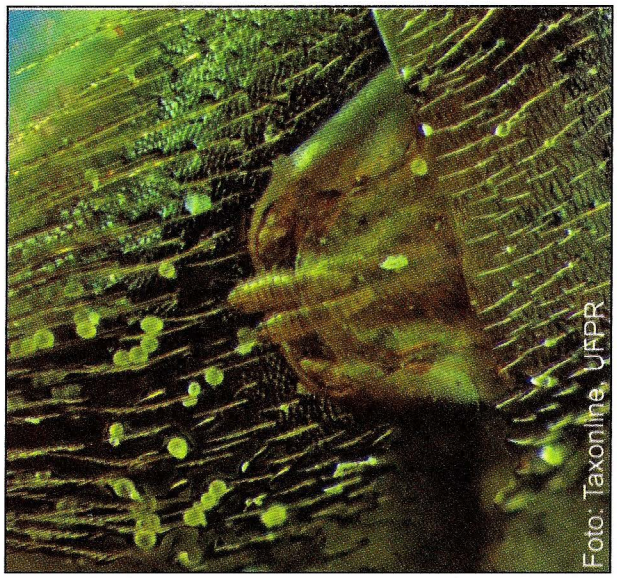
Zucchi, R.A. 2000. 1. Taxonomia, p. 13-24. *In*: A. Malavasi & R.A. Zucchi (eds.) **Moscas-das-frutas de importância econômica no Brasil; conhecimento básico e aplicado**. Holos, Editora. Ribeirão Preto. 327 p.

Capítulo 41

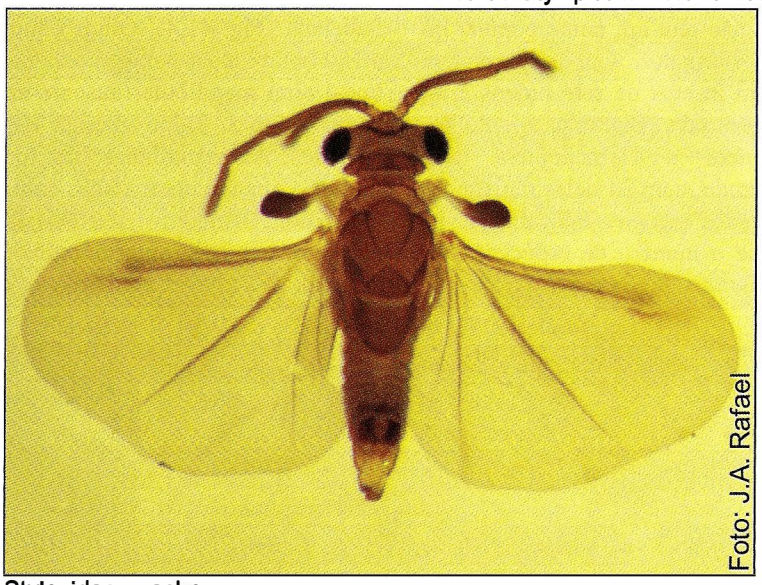
STREPSIPTERA

Jeyaraney Kathirithamby

Abelha estilopizada



Fêmea de Stylopidae liberando duas larvas triunguliformes



Stylopidae, macho

STREPSIPTERA Kirby, 1813

Jeyaraney Kathirithamby

Strepsiptera: do grego *strepsis* = torcido, espiralado; *pteron* = asa. Refere-se aos machos de vida livre que, quando voando, dão a impressão de que as asas posteriores têm um movimento espiralado.

Diagnose. Insetos holometábolos, parasitoides entomófagos. Adultos machos são de vida livre e as fêmeas endoparasitoides de outros insetos, exceto as fêmeas da subordem Mengenillidia que também são de vida livre. Os machos têm olhos compostos com poucos omatídios grandes, com aspecto de amora. Antena flabelada. Aparelho bucal reduzido nas formas recentes. Asa anterior pequena, claviforme e esclerosada. Asa posterior grande, membranosa. Coxa posterior fundida ao metatórax. Machos com tempo de vida relativamente curto (5-6 horas). Fêmeas neotênicas, vivíparas, com cabeça e tórax fundidos (cefalotórax), esclerosados, o restante do corpo membranoso, saculiforme.

Introdução. Os estrepsípteros não têm um nome popular no Brasil. São endoparasitoideos obrigatórios, e o grupo tem distribuição mundial. Parasitam insetos de sete ordens e 34 famílias. As ordens são Zygentoma, Blattaria, Mantodea, Orthoptera, Hemiptera, Diptera e Hymenoptera. São conhecidas 611 espécies no mundo, com 34 delas registradas para o Brasil (Tab. 41.1). Estudos recentes indicam que há muitas espécies crípticas e que o número de espécies deve chegar a 200 para a fauna brasileira.

Vários registros foram feitos de fósseis, principalmente em âmbar do Terciário (Grimaldi & Engel 2005). Os registros mais notáveis, dentre os fósseis conhecidos, são de duas famílias extintas, Protoxenidae e Mengeidae, de âmbar báltico do Eoceno Médio (Pohl *et al.* 2005; Grimaldi & Engel 2005) e do gênero monotípico *Cretostylops* Grimaldi & Kathirithamby, do Cretáceo Médio (Grimaldi *et al.* 2005). *Protoxenos janzeni* Pohl, Beutel & Kinzelbach e *C. engeli* Grimaldi & Kathirithamby forneceram novas informações sobre a evolução da ordem, evidenciando a grande diversidade dos estrepsípteros no final do Mesozoico e início do Terciário. *C. engeli* é o estrepsíptero mais antigo conhecido, cerca de 100 ma (Grimaldi *et al.* 2002). Outros registros foram resumidos por Grimaldi *et al.* (2005) e Grimaldi & Engel (2005). Informações sobre a ordem, em Kathirithamby (2002, 2003a, b).

Morfologia (adultos). Machos (Figs. 41.1-3) com antena flabelada (Fig. 41.4). Olhos compostos (Fig. 41.3) com 15 a 150 omatídios separados pela cutícula ou cerdas. Aparelho bucal com mandíbula (ausente em Corioxenidae) e maxila como lâminas. Palpo maxilar e labial muito reduzidos ou ausentes. As mandíbulas das formas fósseis são fortes e grandes, quando comparadas com as espécies recentes (Pohl *et al.* 2005; Grimaldi *et al.* 2005). Protórax curto, inconspícuo. Mesotórax com asa anterior reduzida, esclerosada (Figs. 41.1, 5), análoga ao halter em Diptera (Kathirithamby 1989; Pix *et*

Figura 41.1-3. Strepsiptera machos. **1-2**, Myrmecolacidae, vd e vf; **3**, *Caenocholax* sp., detalhe do olho.

Tabela 41.1. Lista de Strepsiptera registrados para o Brasil e seus hospedeiros.

Família/Espécie	Hospedeiro
Bahiaxenidae	
Bahiaxenos relictus Bravo, Pohl & Beutel	Desconhecido
Corioxenidae	
Triozocera paulistana Oliveira & Kogan	Hemiptera
Halictophagidae	
Halictophagus ararensis Trois	Desconhecido
Halictophagus besucheti Carvalho	Desconhecido
Halictophagus insularum (Pierce)	*Xerophiea* sp.; *Doryxephalus* sp. (Delphacidae)
Halictophagus lappidae Oliveira & Kogan	*Lappida armata* Melichar (Dictyopharidae)
Halictophagus lopesi Oliveira & Kogan	*Nersya florens* Stål (Dictyopharidae)
Elenchidae	
Elenchus sp.	Desconhecido
Myrmecolacidae	
Caenocholax fenyesi Pierce = *C. brasiliensis* Oliveira & Kogan	Desconhecido
Stichotrema beckeri (Oliveira & Kogan) = *S. wygodzinskyi* (Oliveira & Kogan)	Formicidae
Myrmecolax incautus Oliveira & Kogan	Formicidae: *Pachycondyla verenae* (Forel) e *P. apicalis* (Latreille); *Stagmatoptera* sp (Mantodea)
Myrmecolax ogloblini Luna de Carvalho = *Mantidoxenos argentinus* Ogloblin = *M. incautus* Oliveira & Kogan	*Acontiothespis concinna* (Perty) (= *A. bimaculatus* (Saussure)) (Mantodea, Acanthopidae)
Stylopidae	
Halictoxenos cupreolae Trois	*Augochloropsis cupreola* (Cockerell) (Apidae, Halictinae)
Halictoxenos proditus Trois	*Augochloropsis* sp. (Apidae, Halictinae)
Crawfordia lopesi Kogan	*Psaenythia bergii* Holmberg (Apidae, Andreninae)
Crawfordia acincta Kogan	*Psaenythia philanthoides* Gerstaecker; *P. annulata* Gerstaecker (Apidae, Andreninae)
Xenidae	
Xenos acinctus (Kogan & Oliveira)	*Polybia* sp. (Vespidae)
Xenos araujoi Oliveira & Kogan	*Apoica pallens* (Fabricius) (Vespidae)
Xenos bahiensis (Kogan & Oliveira)	*Polybia ignobilis* (Haliday) (Vespidae)
Xenos bohlsi Hoffmann	*Polistes canadensis* (L.) (Vespidae)
Xenos bonairensis Brèthes	*Polistes versicolor* (Olivier) (Vespidae)
Xenos brasiliensis (Kogan & Oliveira)	*Polybia sericea* (Olivier) (Vespidae)
Xenos fluminensis (Kogan & Oliveira)	*Mischocyttarus socialis* (Saussure); *Polybia atra* (Saussure) (Vespidae)
Xenos hospitus Oliveira & Kogan	*Polistes versicolor* (Olivier) (Vespidae)
Xenos indespectus Oliveira & Kogan	*Polybia occidentalis* (Olivier) (Vespidae)
Xenos occidentalis (Kogan & Oliveira)	*Polybia occidentalis* (Olivier) (Vespidae)
Xenos rostratus Trois	*Polistes billardieri ruficornis* Saussure; *P. billardieri biglumoides* Ducke (Vespidae)
Xenos zikani (Kogan & Oliveira)	*Polybia tinctipennis* Fox (Vespidae) = *Polybia ypiranguensis* von Ihering
Paraxenos bucki Trois	*Ammophila* sp. (Sphecidae)
Paraxenos inclusus (Oliveira & Kogan)	*Ammophila* sp. (Sphecidae)
Paraxenos piercei (Brèthes)	*Isodontia costipennis* (Spinola) (Sphecidae)
Paraxenos westwoodi (Templeton)	*Sphex ichneumoneus* (L.) (Sphecidae)
Pseudoxenos itatiaiae Trois	*Montezumia bruchii* Brèthes (Vespidae)
Pseudoxenos piercei (Brèthes)	*Isodontia costipennis* (Spinola) (Sphecidae)

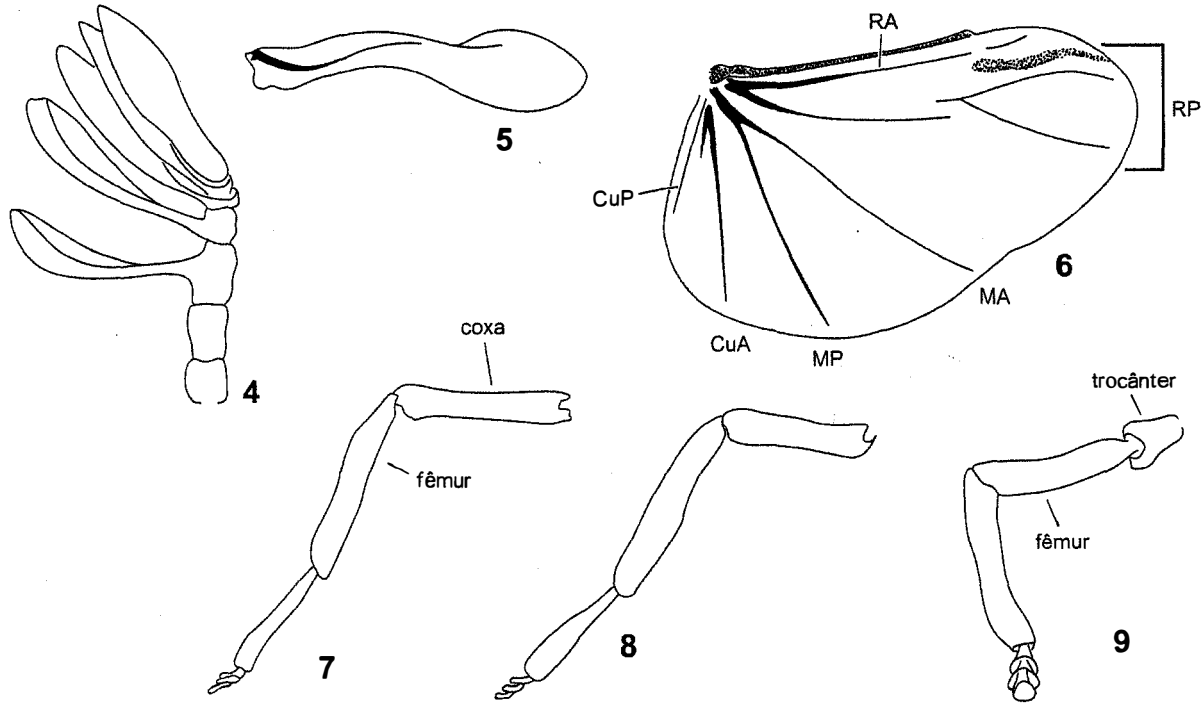
al. 1993). Metatórax grande, às vezes dez vezes maior que o mesotórax, devido à musculatura assincrônica de voo (Smith & Kathirithamby 1984), com um par de asas de venação reduzida (Fig. 41.6). Pernas (Figs. 41.7-9) sem trocânter nas pernas anterior e média; coxa da perna posterior fundida com o anepisterno e epímero do metatórax. Tarsos variando de dois a cinco tarsômeros. Espécies com cinco tarsômeros têm um par de garras pretarsais, enquanto aquelas com dois a quatro, não. Abdômen com dez segmentos. Os segmento IX contém o edeago, sem parâmeros, e o segmento X protege o edeago.

Todas as fêmeas são neotênicas e vivíparas (Figs. 41.10-12), exceto as fêmeas de Mengenillidae (Mengenillidia), de vida livre, com cabeça distinta, olhos compostos, antenas, pernas, orifício genital, mas são ápteras. Contrastando com Mengenillidae, as fêmeas da subordem Stylopidia não têm nenhuma característica dos adultos, exceto pelo cefalotórax esclerosado, que fica parcialmente exposto no corpo do hospedeiro (Figs. 41.11-12). Essas fêmeas têm o restante do corpo (abdômen) membranoso, saculiforme, que fica na cavidade interna do hospedeiro (Fig. 41.10). O esperma é introduzido pelo macho na abertura do canal alimentar, localizado no cefalotórax. A mesma abertura é utilizada para a saída da larva de primeiro ínstar (triunguliforme) (Fig. 41.12). Essa abertura conecta-se com o canal alimentar na fenda (ápron) localizada na face ventral, a qual é estruturalmente semelhante à membrana peritrófica encontrada no intestino médio dos insetos. O canal alimentar têm ductos genitais (variáveis em número de acordo com a família) que se conectam com a hemolinfa, onde os oócitos livres flutuam. A fecundação ocorre na cavidade hemocélica e a reprodução é por viviparidade hemocélica.

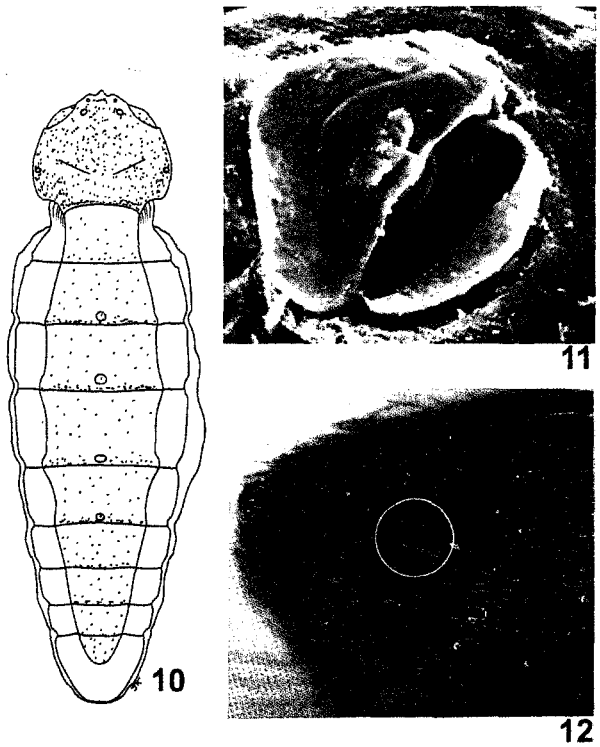
Imaturos. Os estrepsípteros passam por quatro ínstares larvais. A larva de primeiro ínstar, triunguliforme, é de vida livre e ativa para encontrar um hospedeiro. A larva emerge da fêmea vivípara (Fig. 41.12) com o corpo segmentado, com cabeça e tórax distintos. Possui a região ventral distintamente serreada, provavelmente para subir no hospedeiro. A região ventral da cabeça possui microcerdas com as extremidades serreadas e franjadas. As extremidades serreadas estão presentes também nos esternitos torácicos. A cabeça tem antena, mandíbula e labro. As pernas são delgadas, com um tarsômero, sem garras, mas com almofadas adesivas ventralmente. Os tarsos anterior e médio são semelhantes entre si, enquanto o posterior é diferente.

O desenvolvimento passa por hipermetamorfose, modificando-se logo ao penetrar no hospedeiro, quando se transforma numa larva ápode de segundo ínstar. Os sexos não são distinguíveis nessa fase. No terceiro ínstar, os machos possuem três pares de falsas pernas e cabeça globosa; as fêmeas têm a região anterior arredondada e abdômen afilado. No quarto ínstar, aparecem as mandíbulas (Fig. 41.12) em ambos os sexos, que são utilizadas para a extrusão da região anterior através da cutícula do hospedeiro. Na subordem Stylopidia, depois da extrusão, os machos esclerosam a capa do pupário (cefaloteca) e as fêmeas, o cefalotórax, onde se abre o canal alimentar. A empupação do macho ocorre no hospedeiro vivo e emerge empurrando a capa do pupário. A fêmea continua no hospedeiro e se torna neotênica, sem passar pela fase de pupa. Depois de fecundada, o embrião desenvolve-se no interior da fêmea (viviparidade).

Na subordem Mengenillidia, no final do quarto ínstar, tanto os machos quanto as fêmeas deixam o hospedeiro e empupam externamente. O pupário em ambos os sexos tem boca, pernas e segmentação abdominal.



Figuras 41.4-9. Strepsiptera machos. **4-6**, *Halictophagus ararensis* Trois; **4**, antena; **5**, asa anterior; **6**, asa posterior; **7-9**, perna anterior, média e posteriorde *H. lopesi* Oliveira e Kogan. Fonte: redesenhadas de Trois (1988).



Figuras 41.10-12. Strepsiptera fêmea. **10**, fêmea adulta, larviforme, de *Xenos* sp. (Stylopidae); **11**, cefalotórax de Elenchidae; **12**, cabeça de uma fêmea protraída entre os tergos do abdômen de uma abelha (abelha estilopizada) com duas larvas triunguliformes de primeiro ínstar saindo pela abertura bucal (círculo).

Biologia. Os machos e fêmeas adultos das espécies recentes da subordem Mengenillidia são de vida livre e emergem do pupário. As fêmeas da espécie extinta *Protoxenos janzeni* e as fêmeas de Mengeidae provavelmente eram de vida livre, uma vez que os machos adultos não possuem cerdas especializadas nos tarsos (Pohl *et al.* 2005). Essas cerdas estão presentes nos machos das espécies recentes e são utilizadas para se prenderem aos hospedeiros para fecundarem as fêmeas (Pohl & Beutel 2004).

Há dois estágios de vida livre em Strepsiptera: a do primeiro ínstar larval (triunguliforme) e do macho adulto. O primeiro emerge ativo da fêmea vivípara em busca de um hospedeiro. Possui o corpo segmentado, com cabeça e tórax. Ao encontrar o hospedeiro, penetra em seu corpo, seja ninfa ou larva. Em seguida sofre muda para o segundo ínstar que é ápode. O primeiro ínstar de Stylopidae já foi registrado em ovos de hospedeiros endopterigotos (Hughes *et al.* 2003). Na Nova Guiné, a larva triunguliforme de *Stichotrema dallatorreanum* Hofeneder foi observada penetrando no hospedeiro através do tarso. Logo em seguida, sofre a muda para o segundo ínstar e a larva move-se em direção à tíbia ou ao fêmur e eventualmente ao abdômen (Kathirithamby 2001). A mudança de estágio larval dos estrepsípteros é atípica, pois a apólise não é seguida por ecdise (Kathirithamby *et al.* 1984).

Há quatro ínstares larvais. Ao final do quarto ínstar, o macho protrai a região anterior (cefaloteca) através da cutícula do hospedeiro e inicia o estágio pupal; a fêmea protrai o cefalotórax e torna-se uma fêmea neotênica (Kathirithamby 2000). Após a emergência, o macho tem vida muito curta, cerca de cinco a seis horas, e procura por uma fêmea. Após a fecundação da fêmea, via abertura do canal alimentar, o macho morre quase imediatamente. A fêmea vivípara é muito fértil, produzindo entre 3 mil e 750 mil larvas triunguliformes, que se desenvolvem internamente nos seus hospedeiros. As larvas de primeiro ínstar emergem via abertura do canal alimentar (Fig. 41.12) e procuram encontrar um novo hospedeiro.

Classificação. Strepsiptera foi dividida em duas subordens com base na interpretação de caracteres morfológicos, principalmente dos machos, Mengenillidia e Stylopidia (Kinzelbach 1971, 1978). Uma classificação um pouco diferente foi proposta por Pohl & Beutel (2005), que consideram a subordem Stylopidia com oito famílias, dividindo Stylopidae em Stylopidae e Xenidae. A classificação de Kinzelbach (1971, 1978) está sendo adotada aqui, acrescida de Bahiaxenidae, descrita por Bravo *et al.* (2009) e com base na análise de McMahon *et al.* (2011).

As famílias registradas para o Brasil seguem com o número de espécies registradas para o país entre parênteses.

Subordem Mengenillidia
1. Bahiaxenidae (1)
   Mengeidae
   Mengenillidae

Subordem Stylopidia
   Bohartillidae
2. Corioxenidae (1)
3. Elenchidae (1)
4. Halictophagidae (5)
   Lychnocolacidae
5. Myrmecolacidae (4)
6. Stylopidae (4)
7. Xenidae (18)

Relações filogenéticas. Strepsiptera é considerado um grupo monofilético. Descobertas paleontológicas recentes revelaram táxons supostamente mais basais do que Mengenillidia. Os fósseis são *Protoxenos janzeni*, do Eoceno Médio (Pohl *et al.* 2005), e *Cretostylops engeli*, do Cretáceo Médio (Grimaldi *et al.* 2005) (Fig. 41.13). Com a descoberta de *P. janzeni*, as afinidades dos grupos basais foram reavaliadas (Pohl *et al.* 2005) e a monofilia de Mengenillidia não foi estabelecida. As afinidades de *Protoxenos* com outros subgrupos e de *Mengea* com os estrepsípteros recentes estão bem estabelecidas (Pohl *et al.* 2005). A relação entre *Protoxenos* e todos os demais subgrupos, e entre *Mengea* e os Strepsiptera recentes foi bem suportada (Pohl *et al.* 2005). A análise feita por Grimaldi *et al.* (2005), que considerou o gênero fóssil *Cretostylops* e os outros fósseis e espécies recentes, confirmou a posição basal de *Cretostylops engeli*, mas não mais basal, ou tão basal quanto *P. janzeni*, apesar deste ser mais recente (Fig. 41.13). Os resultados de análises mais recentes com dados moleculares (McMahon et al. 2011) indicam as afinidades conforme apresentado na Fig. 41.14. Mengenillidae foi corroborado como táxon basal. A família Bahiaxenidae, recentemente descrita da Bahia, não foi incluída nessa análise molecular, mas foi considerada o grupo irmão das demais famílias recentes (Stylopidia) (Bravo

et al. 2009). A perda do oitavo artículo antenal e o labro muito reduzido são sinapomorfias para o conjunto das famílias recentes exceto Bahiaxenidae.

A subordem Stylopidia compreende todos os outros estrepsípteros recentes. Todas as fêmeas são endoparasitoides durante toda a vida e os hospedeiros são pterigotos. A análise cladística realizada por Pohl (2002) com base em caracteres morfológicos da larva de primeiro ínstar e por McMahon *et al.* (2011) com base em dados moleculares suportaram sua monofilia.

Um aspecto interessante é que a estrutura das mandíbulas de *Cretostylops* e *Protoxenos* é inconsistente com a hipótese de que Strepsiptera é próximo de Diptera ou mesmo relacionados com Mecopterida. A posição filogenética da ordem ainda é questionável, mas os dados moleculares recentes parecem realmente apontar afinidades com Coleoptera.

Importância. Algumas espécies de Strepsiptera são endoparasitoides de pragas de culturas, mas nenhuma foi registrada para o Brasil. No México, *Halictophagus naulti* Kathirithamby & Moya-Raygoza (Halictophagidae) parasitam a cigarrinha do milho, *Dalbulus maidis* (Delong & Wolcott) (Hemiptera, Auchenorrhyncha), que é vetor de três patógenos a plantas: o CSS (corn stunt spiroplasma), causador do enfezamento pálido do milho, o MBS (maize bushy stunt phytoplasma), causador do enfezamento vermelho, e o MRF (maize rayado fine marafivirus), enfezamento raiado, no México (Kathirithamby & Moya Raygoza 2000). No sul dos Estados Unidos, os machos de *Caenocholax fenyesi texensis* Kathirithamby & Johnston (Myrmecolacidae) parasitam a formiga *Solenopsis invicta* Buren (Hymenoptera, Formicidae), uma espécie bastante inconveniente de formiga (Kathirithamby & Johnston, 1992). Na Europa, *Elenchus tenuicornis* Kirby (Elenchidae) parasitam várias espécies de delfacídeos (Hemiptera, Auchenorrhyncha) pragas do milho (Poaceae) e cevada (aveia) (Poaceae). No leste e sudeste da Ásia, *Elenchus japonicus* Esaki & Hashimoto (Elenchidae) parasita a cigarrinha *Nilaparvata lugens* Stål e *Sogatella furcifera* Hovath (Hemiptera, Auchenorrhyncha), que são disseminadoras de viroses de arroz. No sul da Índia, *Halictophagus palmae* Kathirithamby & Ponnamma

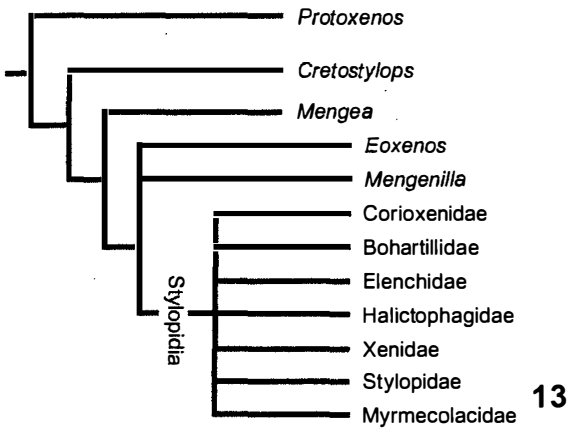


Figura 41.13. Cladograma para Strepsiptera conforme Grimaldi *et al.* (2005).

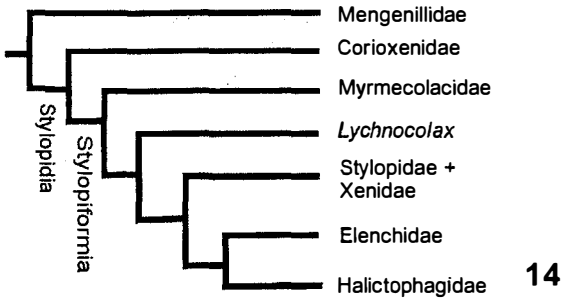


Figura 41.14. Hipóteses de afinidades entre os grupos internos de Strepsiptera. Modificado de McMahon *et al.* (2011).

(Halictophagidae) parasita *Proutista moesta* (Westwood) (Hemiptera, Auchenorrhyncha), vetor de patógenos para o coco e palmeiras (Arecaceae). Na Nova Guiné, *Stichotrema dallatorreanum* (Myrmecolacidae) parasita várias espécies de Tettigoniidae (Orthoptera) e está sendo utilizada em controle biológico (Kathirithamby *et al.* 1998).

Coleta e fixação. A análise cuidadosa do abdômen de potenciais hospedeiros pode revelar a presença de estrepsípteros machos com a cefaloteca exposta ou de fêmeas com o cefalotórax exposto. Se uma cefaloteca for encontrada em um hospedeiro vivo, este deve ser mantido em um frasco com certa umidade e observado frequentemente até a emergência do adulto macho.

Armadilhas de luz e Malaise capturam machos e hospedeiros parasitados por fêmeas. O material coletado deve ser preservado em álcool 95% e mantido preferencialmente sob refrigeração. O material assim preservado fica adequado tanto para para análise morfológica quando para extração de DNA.

Chave para familias de Strepsiptera encontradas no Brasil (machos adultos)

1. Mandíbula ausente ..... **2. Corioxenidae**
— Mandíbula presente **2**

2(1). Antena com oito artículos ..... **1. Bahiaxenidae**
— Antena com menos de oito artículos **3**

3(2). Tarsos dímeros ..... **3. Elenchidae**
— Tarsos trímeros ou tetrâmeros **4**

4(3). Tarsos trímeros (Figs. 41.7-9). Antena com seis ou sete artículos, com flabelo nos seguintes artículos: 3, 3-4, 3–6 ou 3-7 ..... **4. Halictophagidae**
— Tarsos tetrâmeros. Antena variando de quatro a sete artículos, com flabelo somente no terceiro artículo **5**

5(4). Antena com sete artículos estreitos e arredondados .... **5. Myrmecolacidae**
— Antena com menos de sete artículos largos e achatados **6**

6(5). Antena com seis artículos, com flabelo largo e achatado. Metatórax com esclerito subalar em forma de colher .... **5. Stylopidae**
— Antena com quatro artículos. Metatórax sem esclerito subalar em forma de colher ..... **7. Xenidae**

1. Bahiaxenidae. Foi descrita com base em um macho, *Bahiaxenos relictus* Bravo, Pohl, Silva-Neto & Beutel. É a única família que não pertence à subordem Stylopidia no Novo Mundo. Foi coletado na Bahia com armadilha luminosa (Bravo *et al.* 2009).

2. Corioxenidae. Parasitam Hemiptera (Heteroptera). No Brasil, há *Triozocera paulistana* Kogan, da qual nem a fêmea e nem o hospedeiro são conhecidos (Tab. 41.1).

3. Elenchidae. Todas espécies conhecidas parasitam Hemiptera Auchenorrhyncha. Há uma espécie não descrita de *Elenchus*, do Brasil, que é morfologicamente similar às espécies de *Elenchus* da América Central. Eventualmente, esse pode se mostrar um complexo de espécies. Nenhum registro de hospedeiro é conhecido para a espécie brasileira.

4. Halictophagidae. Parasitam Blattaria, Orthoptera (Caelifera), Hemiptera (Auchenorrhyncha e Heteroptera) e Diptera (Kathirithamby 1989; Kinzelbach 1971). Cinco espécies de *Halictophagus* foram registradas para o Brasil (Tab. 41.1). Duas são conhecidas de machos e três de machos, fêmeas e hospedeiros (Oliveira & Kogan 1959, 1960; Luna de Carvalho 1978; Trois 1988).

5. Myrmecolacidae. Os machos parasitam formigas e as fêmeas, gafanhotos, grilos e louva-a-deus. No Brasil, há três gêneros: *Caenocholax* Pierce, *Stichotrema* Hofeneder e *Myrmecolax* Westwood. *Caenocholax* é encontrado em abundância em toda a região Neotropical (Kathirithamby, dados não publicados). Espécies que ocorrem no Brasil são apresentadas na Tab. 41.1. A única com hospedeiro conhecido é *Myrmecolax ogloblini* Luna de Carvalho, parasita de *Acontiothespis concinna* (Perty) (= *A. bimaculatus*, Mantodea: Acanthopidae), na Província de Misiones, Argentina. No Brasil, a mesma espécie de Mantodea foi encontrada parasitada no Rio Grande do Norte, sendo o primeiro registro de fêmeas e larvas de estrepsípteros de primeiro ínstar do Brasil. Caracterização molecular confirmou que esta fêmea é *Myrmecolax incautus* Oliveira & Kogan, cujo macho foi encontrado na Guiana Francesa e é um parasitoide das formigas *Pachycondyla verenae* (Forel) e *P. apicalis* (Latreille) (Kathirithamby *et al.* 2010).

6. Stylopidae. As espécies são parasitas exclusivos de Hymenoptera e, no Brasil, os hospedeiros conhecidos são Apidae (Halictinae). Machos têm antena com seis artículos e tarsos tetrâmeros. As espécies e seus respectivos hospedeiros são apresentados na Tab. 41.1.

7. Xenidae. As espécies são parasitas exclusivos de vespas sociais e de esfecídeos solitários. Machos têm antena com quatro artículos e tarsos tetrâmeros. As espécies e seus respectivos hospedeiros são apresentados na Tab. 41.1.

Agradecimentos. Ao Dr. Ricardo Andreazze, UFRN, pela tradução do texto, à Dra Danúncia Urban, UFPR, por permitir fotografar as abelhas estilopizadas. Ao projeto Taxonline, na pessoa da Dra. Luciane Marinoni e Lisiane Wendt, pelo uso do microscópio estereoscópico do projeto, o que permitiu a obtenção de algumas fotos de foco estendido.

Referências Bibliográficas

Bravo, F.; H. Pohl; A. Silva-Neto & R.G. Beutel 2009. Bahiaxenidae, a "living fossil" and a new family of Strepsiptera (Hexapoda) discovered in Brazil. **Cladistics** 25: 1-10.

Grimaldi, D. & M.S. Engel 2005. **Evolution of the Insects.** Cambridge University Press, xv + 755 p.

Grimaldi, D.A.; M.S. Engel & P.C. Nascimbene 2002. Fossiliferous Cretaceous amber from Myanmar (Burma): Its rediscovery, biotic diversity, and paleontological significance. **American Museum Novitates** 3361: 1-72.

Grimaldi, D.; J. Kathirithamby & V. Schawaroch 2005. Strepsiptera and triungula in Cretaceous amber. **Insect Systematics and Evolution** 36: 1-20.

Hughes, D.P.; L. Beani; S. Turillazzi & J. Kathirithamby 2003. Prevalence of the parasite Strepsiptera in *Polistes* as detected by dissection of immatures. **Insectes Sociaux** 50: 62-68.

Kathirithamby, J. 1989. Review of the order Strepsiptera. **Systematic Entomology** 14: 41-92.

Kathirithamby. J. 2000. Morphology of the female Myrmecolacidae (Strepsiptera) including the *apron*, and an associated structure analogous to the peritrophic matrix. **Zoological Journal of the Linnean Society** 128: 269-287.

Kathirithamby, J. 2001. Stand tall and they still get you in your Achilles foot-pad. **Proceedings of the Royal Society of London** B, 268: 2287-2289.

Kathirithamby, J. 2002. Strepsiptera. Twisted-wing parasites. Version: September 24, 2002. <http://tolweb.org/Strepsiptera/>. Acesso: 03/jun/2006.

Kathirithamby, J. 2003a. Strepsiptera. Stylopidia. The Tree of Life Web Project. http://tolweb.org/tree?group=Stylopidia&contgroup=Strepsiptera

Kathirithamby, J. 2003b. Strepsiptera: Hospedeiro relations. Tree of Life Web project. http://tolweb.org/tree/eukaryotes/animals/arthropoda/hexapoda/strepsiptera/styloHospedeiros.html

Kathirithamby, J. & J. S. Johnston 1992. Stylopization of *Solenopsis invicta* (Hymenoptera: Formicidae) by *Caenocholax fenyesi* (Strepsiptera: Myrmecolacidae) in Texas. **Annals of the Entomological Society of America** 85: 293-297.

Kathirithamby, J. & G. Moya-Raygoza 2000. *Halictophagus naulti* sp. nov. Strepsiptera Halictophagidae), a new species parasitic in the corn leafhopper *Dalbulus maidis* (Homoptera: Cicadellidae) from Mexico. **Annals of the Entomological Society of America** 93: 1039-1044

Kathirithamby, J.; D. S. Smith; M. Lomas & B. M. Luke 1984. Apolysis without ecdysis in larval development of a strepsipteran, *Elenchus tenuicornis* (Kirby). **Zoological Journal of the Linnean Society** 82: 335-343.

Kathirithamby, J.; S. Simpson; T. Solulu & R. Caudwell 1998. Strepsipterans as model bio-control agents. **International Journal of Pest Management** 44: 127-133.

Kathirithamby, J.; A. Hayward; D. P. MsMahon; R. Ferreira; R. Andreazze; H.T. de Almeida Andrade & D. Fresneau 2010. Conspecifics of a heterotrophic heteronomous species of Strepsiptera (Insecta) are matched by molecular characterization. **Systematic Entomology** 35: 234-242.

Kinzelbach, R.K. 1971. Morphologische Befunde an Fächerflünglern und ihre phylogenetische Bedeutung (Insecta: Strepsiptera).

Zoologische 119, 256 p.

Kinzelbach, R.K. 1978. Strepsiptera. Die Tierwelt Deutschlands 65, 166 p.

Kulicka, R. 1979. *Menge mengei* sp. n. from the Baltic amber. **Proceedings of the Muzeum Ziemi PAN (Polska Akademia Nauk)** 32: 109-112.

Luna de Carvalho, E. 1978. Contribution à l'étude des Strepsiptères du Brésil. **Revue Suisse de Zoologie** 85: 353-360.

McMahon, D.P., A. Hayward & J. Kathirithamby 2011. The first molecular phylogeny of Strepsiptera (Insecta) reveals an early burst of molecular evolution correlated with the transiction to endoparasitism. **PLoS One** 6(6): e21 206.

Oliveira, S.J. de & M. Kogan 1959. A contribution to the knowledge of the Brazilian Strepsiptera (Insecta). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 57: 219-233.

Oliveira, S. J. de & M. Kogan 1960. New records about Brazilian Strepsiptera. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz** 58: 183-187.

Pix, W.; G. Nalbach & J. Zeil 1993. Strepsipteran forewings are haltere-like organs of equilibrium. **Naturwissenschaften** 80: 371-374.

Pohl, H. 2002. Phylogeny of the Strepsiptera based on morphological data of the first instar larvae. **Zoologica Scripta** 31: 123-134.

Pohl, H. & R.G. Beutel 2004. Fine structure of adhesive devices of Strepsiptera (Insecta). **Arthropoda Structure and Development** 33: 33-43.

Pohl, H. & R.G. Beutel 2005. The phylogeny of Strepsiptera (Hexapoda). **Cladistics** 21(4): 328-374.

Pohl, H.; R.G. Beutel & R.K. Kinzelbach 2005. Protoxenidae fam. n. from Baltic amber –"a missing link". *In:* strepsipteran phylogeny. **Zoologica Scripta** 34: 57-69.

Smith, D. S. & J. Kathirithamby 1984. Atipical 'fibrilla' flight muscles in Strepsiptera. **Tissue & Cell** 16: 929-941.

Trois, C.A.C. 1988. Strepsiptera brasileiros. IV. Contribuição ao conhecimento dos Halictophagidae. **Revista Brasileria de Zoologia** 15: 465-477.

GLOSSÁRIO

Reginaldo Constantino
Antonio J. C. Aguiar

Este glossário foi compilado a partir dos termos presentes no livro. Vários termos são usados de maneira variada por especialistas em diferentes grupos taxonômicos. Neste glossário procuramos incluir apenas as formas que foram usadas nos vários capítulos, e não na literatura entomológica em geral. Torre-Bueno (1989), Gordh & Headrick (2001) e Capinera (2008) apresentam terminologia mais completa e detalhada. As seguintes abreviações são usadas no glossário: *pl.* plural, *sing.* singular.

A

Abdômen Região do corpo posterior ao tórax, contendo até 11 segmentos reconhecíveis. Também abdome.

Abdutor Músculo que afasta ou abre uma estrutura rígida em relação a outra (por exemplo, as mandíbulas ou dois artículos das pernas). Também abdome.

Acetábulo A cavidade na qual um apêndice é articulado; cavidade coxal.

Acrosternito Parte do esterno anterior à sutura antecostal.

Acrosticais Cerdas pequenas ao longo do centro do mesonoto (Diptera).

Acrotergito Parte do tergo anterior à sutura antecostal.

Adipocinético Hormônio que regula os níveis de metabólitos energéticos na hemolinfa, como trealose e diacilglicerol.

Adutor Músculo que aproxima ou fecha um artículo ou apêndice (por exemplo, as mandíbulas).

Alatostatina Neuropeptídeos que afetam os *corpora allata* inibindo a produção de hormônio juvenil.

Alatotropina Neuropeptídeos que estimulam os *corpora allata*, resultando na produção de hormônio juvenil.

Aleloquímico Substância não nutricional produzida por uma espécie que induz uma resposta fisiológica ou comportamental em outra espécie.

Alinoto A placa dorsal do mesotórax ou metatórax de um inseto com asas.

Alometria Padrão de desenvolvimento ontogenético no qual diferentes partes do corpo ou de uma estrutura crescem em velocidades diferentes, resultando em alteração em suas proporções.

Alomônio Aleloquímico cuja ação é benéfica para o indivíduo que o produz.

Álula Um lobo na base da asa, adicional ao lobo anal (Diptera).

Alvéolo Uma cavidade ou depressão externa onde fica inserida uma estrutura, como uma cerda ou antena.

Ambulatorial Tipo de apêndice adaptado especificamente para andar sobre uma superfície. Perna ambulatorial.

Ametábolo Tipo de desenvolvimento em que não há metamorfose. O indivíduo que emerge do ovo difere do adulto basicamente no tamanho e no desenvolvimento do sistema reprodutor.

Amplexiforme Tipo de acoplamento de asas no qual um grande lobo umeral da asa anterior projeta-se sob a asa posterior (Lepidoptera).

Anal Parte posterior basal da asa; relativo ao ânus ou ao último segmento abdominal.

Anamórfico Tipo de desenvolvimento em que o número de segmentos do corpo aumenta após a emergência.

Anatergito Esclerito torácico localizado acima dos halteres (Diptera).

Androcônias Escamas especializadas encontradas nos machos de algumas borboletas.

Anelo Estrutura presente no edeago (Lepidoptera).

Anepímero Parte superior do epímero, quando dividido longitudinalmente em duas placas.

Anepisterno Parte superior do episterno, quando dividido longitudinalmente em duas placas.

Anfibiótico Inseto com imaturos aquáticos e adultos terrestres ou aéreos (Ephemeroptera, Odonata, Plecoptera).

Anfipnêustica Larva na qual apenas o primeiro e o último ou dois últimos espiráculos são abertos.

Anteclípeo Parte anterior do clípeo, quando existe uma divisão transversal.

Antecosta Crista interna na parte anterior dos tergos e esternos, que serve para fixação de músculos longitudinais.

Antenas Um par de apêndices metaméricos articulados na cabeça, geralmente com função sensorial.

Antenífero Estrutura triangular na borda do soquete antenal, que serve de ponto de articulação para a base do escapo.

Antenodais As veias presentes antes do nó (Odonata).

Antenômero Cada subdivisão aparente da antena, inclusive os flagelômeros.

Antepigidiais Cerdas grandes na margem apical do esterno VII (Siphonaptera).

Ânus Abertura posterior do tubo digestório.

Aorta Parte anterior do vaso dorsal do sistema circulatório, sem capacidade contrátil.

Apical Parte de um apêndice ou estrutura que fica mais distante do corpo.

Apnêustica Larva sem espiráculos abertos, com respiração através do tegumento ou de brânquias traqueais.

Ápode Indivíduo sem pernas. Também ápoda.

Apódema Uma estrutura interna do tegumento utilizada para fixação de músculos ou reforço do esqueleto.

Apófise Estrutura alongada ou tubercular do tegumento, externa ou interna.

Apólise Processo de descolamento da cutícula velha, que marca o início da muda.

Apomorfia Caráter ou estado derivado ou mais recente, no nível hierárquico em estudo. Ver *plesiomorfia*.

Apomórfico Estado derivado de um caráter relativamente à forma plesiomórfica.

Aposemática Coloração de advertência nos indivíduos de uma espécie com defesa química.

Aposematismo Presença de coloração de advertência.

Áptero Indivíduo sem asas.

Árculo Pequena veia transversal entre as veias radial e cubital (Odonata).

Areola postica Célula cua presente na asa anterior (Psocoptera).

Arista Cerda presente no pedicelo da antena (Hemiptera) ou a parte distal do flagelo da antena, em forma de cerda (Diptera).

Arólio Estrutura em forma de almofada, presente entre as garras de alguns insetos.

Arrenotoquia Tipo de partenogênese que resulta apenas na produção de machos haploides a partir de ovos não fertilizados.

Artículo Uma subdivisão de qualquer apêndice metamérico, como antenas, palpos, pernas ou gonopódios.

Átrio Uma câmara presente em uma abertura do corpo, por exemplo, o espiráculo.

Aurícula Estrutura lembrando uma pequena orelha, presente no abdômen (Odonata).

Autapomorfia Um caráter ou estado derivado (apomorfia) que ocorre em um único táxon terminal em uma análise filogenética.

Axilar Área triangular que articula a asa com o tórax, incluindo uma área membranosa e os escleritos axilares.

B

Balancim O mesmo que halter.

Basalar Relativo à base da asa; pequenos escleritos pleurais localizados na base das asas; músculos ligados aos escleritos basalares.

Basicônico Sensor olfativo com forma de projeção curta, digitiforme, com parede fina.

Basiflagelo Parte basal do flagelo (Hemiptera).

Basímero Parte basal da genitália do macho de alguns holometábolos. Em Siphonaptera, parte fixa do tergito IX dos machos, também denominado dedo imóvel ou p_1 do clasper (= fórceps).

Basitarsômero Artículo mais basal do tarso.

Biflabelada Antena com projeções achatadas para os dois lados, nos antenômeros.

Bíforo Com duas aberturas.

Bipectinada Antena em forma de pente duplo, com um alongamento em cada lado do antenômero.

Bivoltina Espécie em que ocorrem duas gerações por ano.

Blatoide Semelhante a uma barata.

Brânquia Órgão especializado em trocas gasosas, às vezes presente em imaturos de alguns insetos aquáticos.

Braquícero Com antenas curtas.

Braquíptero Com asas curtas.

Brocossomos Grânulos microscópicos que recobrem o corpo de algumas cigarrinhas (Hemiptera). São produzidos por segmentos glandulares especializados dos túbulos de Malpighi, liberados através do ânus e depois espalhados sobre o corpo.

Búcula Crista presente no lado ventral da cabeça, uma em cada lado da probóscide (Hemiptera).

Bula Um trecho despigmentado curto de uma veia da asa (Hymenoptera); parte do duto seminal (Lepidoptera).

Bulga Parte da espermateca.

Bursa copulatrix Câmara genital expandida da fêmea de algumas ordens de insetos, formando uma bolsa que recebe o edeago (ou pênis) durante a cópula.

Búrsicon Hormônio (neuropeptídeo) que controla a esclerotização e expansão da cutícula.

C

Cálice Parte do ovário que funciona como um receptáculo de todos os pedicelos.

Caliptra Lobo basal no lado posterior da asa (Diptera).

Campaniforme Sensor mecânico (Fig. 3.23).

Campodeiforme Tipo de larva com corpo achatado e alongado, pernas e antenas bem desenvolvidas.

Cantus Estrutura tegumentar que divide os olhos de alguns insetos em uma parte superior e outra inferior (Coleoptera).

Capitada Antena ou outro apêndice com uma dilatação distal abrupta, formando uma "cabeça".

Caráter Em Taxonomia, uma característica observável que varia e pode ser usada para diferenciar táxons. Em Sistemática Filogenética o termo é usado com dois significados distintos na literatura: 1) a diferença entre duas condições de uma estrutura homóloga (equivalente a estado); 2) a estrutura que varia (equivalente a série de transformação).

Cardo Parte basal da maxila.

Carena epicnemial Carena presente entre o prepecto e o restante do mesepisterno (Hymenoptera).

Carena omaular Carena transversal presente na região de transição entre as superfícies anterior e lateral do

mesepisterno (abaixo do lobo pronotal) (Hymenoptera: Apoidea).

Casta Um das formas de indivíduos em espécies de insetos sociais, geralmente com morfologia e função diferenciada na colônia, como soldados, operários e reprodutores.

Casulo Cobertura protetora, composta parcial ou totalmente de seda, produzida pela larva para a proteção da pupa.

Categoria Um nível na estrutura hierárquica da classificação, como Filo, Classe, Ordem etc.

Catepímero Parte inferior do epímero, quando dividido longitudinalmente.

Catepisterno Parte inferior do episterno, quando dividido longitudinalmente.

Cecidogenia Formação de galhas.

Cecos Ramificações tubulares presentes na região anterior do mesêntero de alguns insetos, também chamados de cecos gástricos.

Cefalotórax Região do corpo resultante da fusão da cabeça com o tórax.

Celocônico Tipo de receptor (sensor) nas antenas sensível à temperatura e umidade.

Célula discal Célula presente na região basal ou central da asa (normalmente, entre as veias mediais) de vários grupos de insetos (Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera).

Células de Semper Células componentes do cone cristalino do olho composto, ocorrendo em conjuntos de quatro células abaixo da córnea.

Cencros Par de estruturas circulares ou ovais situadas na porção subtlateral do metanoto (Hymenoptera) (Fig. 34.1).

Cenobionte Parasitoide que permite que o hospedeiro continue se desenvolvendo após a oviposição.

Cerários Estruturas presentes em cochonilhas, formadas por cerdas cônicas, às vezes também com cerdas filiformes e poros triloculares, de onde partem longos filamentos laterais de cera (Hemiptera).

Cercos Par de apêndices metaméricos do segmento 10 do abdômen de alguns insetos, às vezes multiarticulados, geralmente de função sensorial.

Cerda Projeção cuticular em forma de pelo, geralmente de função sensorial.

Cerdas plantares Cerdas associadas ventralmente no tarso (Siphonaptera).

Cerdiforme De forma semelhante a uma cerda.

Cerdoso Condição de estruturas cobertas por cerdas.

Cervical Relativo ou pertencente ao pescoço.

Cérvix Pescoço. Também cerviz.

Cibário A cavidade formada entre a hipofaringe e a epifaringe.

Cingulo Estrutura presente no edeago de alguns insetos.

Cladística Método de reconstrução das relações filogenéticas baseado no princípio da parcimônia e no compartilhamento de apomorfias.

Clado Um grupo monofilético.

Cladogênese A divisão de espécies ancestrais em espécies descendentes.

Cladograma Um diagrama em forma de árvore que representa uma hipótese de relações filogenéticas entre táxons a partir de sinapomorfias.

Clasper Estrutura presente na terminália ou no abdômen do macho de alguns insetos que auxilia na manutenção da fêmea em posição durante a cópula.

Clavada Em forma de clava, com a região apical dilatada.

Claviforme O mesmo que clavada.

Clavo Parte posterior da asa anterior (Hemiptera).

Cleptoparasita Um organismo que parasita o trabalho efetuado pelo hospedeiro na preparação do alimento larval, portanto adotando a mesma dieta larval do hospedeiro.

Clípeo Esclerito localizado entre a fronte e o labro (Fig. 2.5).

Cloaca Câmara presente em alguns insetos, onde se abrem tanto o duto genital quanto o ânus.

Clúnio Estrutura presente na extremidade distal do tergito VIII (Psocoptera).

Codícola Porção terminal alongada do abdômen (cauda) da maioria dos pulgões (Hemiptera).

Colóforo Projeção ventral do segmento abdominal I (Collembola).

Colônia Grupo de indivíduos (maior que um casal) que coopera na criação dos imaturos e geralmente constrói um ninho.

Comunal Nível de comportamento social em que adultos da mesma geração compartilham ninhos, mas não cooperam no cuidado com a prole.

Côndilo Articulação formada por uma protuberância arredondada encaixada numa cavidade.

Cone cristalino Parte do omatídio localizada abaixo da córnea, formada por quatro células.

Conexivo Laterotergitos (pleuritos) que fazem a conexão entre tergo e esterno (Hemiptera).

Coprófago Que se alimenta de fezes.

Corbícula Estrutura para coleta de pólen formada por uma depressão da tíbia posterior, margeada por cerdas longas (Hymenoptera: Apidae).

Cório Região proximal coriácea da asa de Heteroptera (Hemiptera).

Córion Casca do ovo.

Cornéolas Lente córnea de cada olho simples (Collembola).

Cornículos Par de estruturas tubulares, na parte posterior do abdômen de pulgões (Hemiptera).

Coronal O ramo mediano da linha ecdisial no vértice, entre os olhos.

Corpora allata (*pl.*) Par de glândulas usualmente dispostas uma de cada lado do esôfago (Fig. 3.18b). Produzem o hormônio juvenil. A tradução como "corpos alados" seria inadequada, pois não possuem, de fato, asas. *Sing.*, *corpus allatum.*

Corpora cardiaca (*pl.*) Par de órgãos neuroglandulares localizados atrás do cérebro, geralmente junto à aorta. A tradução como "corpos cardíacos" seria inadequada, pois não estão, de fato, ligados ao coração. *Sing.*, *corpus cardiacum.*

Corticícola Associado à casca de árvores.

Costal Veia longitudinal que normalmente forma a margem anterior da asa.

Coxa Artículo mais basal da perna, que se articula com o tórax.

Coxa vera Em Neoptera, divisão anterior das coxas meso e metatorácica.

Coxopoditos Escleritos presentes no abdômen de alguns insetos, considerados homólogos às coxas de pernas em ancestrais mais na base da evolução dos artrópodes.

Cremáster Estrutura em forma de espinho ou gancho presente na pupa, geralmente usado para fixação (Lepidoptera).

Crenulada Ondulada ou com numerosos recortes arredondados.

Cribriforme Em forma de peneira.

Criptonefrídio Associação dos túbulos de Malpighi com o reto, em alguns insetos (Coleoptera, Hymenoptera e Lepidoptera), que aumenta a reabsorção de água das fezes.

Crisálida A pupa de uma borboleta.

Crochês Espinhos em forma de ganchos, nas pernas abdominais de lagartas (Lepidoptera).

Ctenídio Fileira de cerdas rígidas, semelhante a um pente (Siphonaptera).

Ctenidiobótrias Cerdas grossas inseridas em um soquete com um anel de espinhos, presentes nas tíbias de alguns Psocoptera.

Cubital Veia longitudinal da asa, em posição posterior à veia média.

Cultriforme Em forma de faca.

Cúneo Parte apical aproximadamente triangular da região coriácea da asa, delimitada por uma linha (Hemiptera).

Cupuliforme Em forma de copo.

Cursorial Apêndice adaptado para correr. Perna cursorial.

Cutícula Camada externa do corpo, não celular, formada principalmente por quitina.

D

Deutocérebro Região intermediária do cérebro; contém os lobos antenais.

Diagnose Em Sistemática, um resumo das características que seriam necessárias e suficientes para o reconhecimento de um táxon e sua diferenciação em relação a outros.

Diapausa Um período de parada no desenvolvimento ontogenético dos insetos.

Dicondílica Articulação feita com dois côndilos.

Dicóptico Com os olhos separados na parte superior (Diptera).

Digitiforme Em forma de dedo.

Dímero Com apenas dois segmentos ou artículos.

Dimorfismo Existência de dois tipos de indivíduos morfologicamente distintos na mesma espécie, por exemplo, com indivíduos alados e ápteros. No dimorfismo sexual, macho e fêmea são diferentes, em particular na morfologia externa.

Dispersão Em Ecologia, movimentação de um organismo para longe do local de nascimento, o que possibilita ocupação de novos espaços. Em Biogeografia, deslocamento para uma área geográfica até então não ocupada por uma espécie.

Distal O mesmo que apical.

Distiflagelo Região distal do flagelo antenal (Hemiptera).

Duto ejaculatório Parte terminal do duto espermático do macho.

E

Ecdise Etapa final do processo de muda, na qual a cutícula velha é descartada.

Ecdisona Hormônio esteroide produzido pelas glândulas protorácicas, que induz o processo de muda.

Ectadenia Glândulas acessórias do macho de origem ectodérmica.

Ectognato Com o aparelho bucal externo e exposto.

Ectoparasita Parasita que vive na superfície externa do corpo do hospedeiro.

Edeago O órgão copulador presente em insetos machos (pênis); parte distal do falo.

Élitro A asa anterior engrossada, endurecida e sem veias (Coleoptera).

Emarginado Com a margem recortada.

Embólio Na asa anterior, região estreita do cório ao longo da margem anterior delimitada por uma sutura (Hemiptera: Heteroptera).

Empódio Estrutura presente entre as garras de alguns insetos, em forma de um espinho ou almofada.

Endêmico Táxon de distribuição geográfica restrita a uma certa região.

Endito Qualquer lobo interno nas pernas de artrópodes.

Endocutícula Camada interna da cutícula que permanece indiferenciada e flexível.

Endoderme A camada do embrião que reveste a cavidade digestiva invaginada que dá origem ao mesêntero e a outros órgãos internos.

Endofagia Alimentação dentro do organismo hospedeiro.

Endofalo Uma câmara interna do falo invaginada no final do edeago, na qual se abre o duto ejaculatório.

Endofítico Que vive dentro de tecido da planta.

Endofurca Estrutura interna bifurcada ligada ao esterno torácico. Também chamada de furca.

Endômeros Escleritos pares em terminálias, que se articulam anteriormente com o apódema basal, sendo lateralmente protegidos pelos parâmeros (genitália do macho de Phthiraptera).

Endoparasita Parasita que vive no interior do hospedeiro.

Endopterigota Inseto cujas asas se desenvolvem internamente durante os estágios imaturos (holometábolo).

Enócito Célula grande de origem epidérmica, ligada à epiderme ou solta na hemolinfa.

Entognatia Condição em que as peças bucais estão envolvidas por dobras da cápsula cefálica.

Epândrio O tergito IX abdominal do inseto macho.

Epicrânio Termo de uso variável, geralmente se referindo à parte superior da cabeça, incluindo fronte, vértice e genas.

Epicutícula Camada mais externa da cutícula, fina e não quitinosa.

Epiderme Camada celular mais externa do corpo, que produz a cutícula.

Epifalo Um esclerito presente na câmara genital, próximo à base do falo (Orthoptera).

Epifaringe Parede interna, membranosa, do labro.
Epífise Estrutura em forma de almofada presente na superfície interna da tíbia anterior de alguns adultos (Lepidoptera).
Epímero Esclerito pleural posterior de cada segmento do tórax, dorsalmente ao mero correspondente.
Epipleura Margem lateral do élitro dobrada para baixo.
Epipleurito Um esclerito pleural superior (basalar ou subalar).
Epiprocto Esclerito dorsal do segmento XI do abdômen.
Episterno Esclerito pleural anterior de cada segmento do tórax, dorsalmente ao esterno correspondente.
Epistoma Termo de uso variável que corresponde à região acima do labro, geralmente incluindo o clípeo.
Epistomal Sutura ou sulco que separa o clípeo da fronte.
Epomia Carena transversal ou oblíqua na região látero-anterior do pronoto (Hymenoptera).
Eruciforme Tipo de larva com o corpo geralmente cilíndrico, cabeça distinta, pernas torácicas e falsas pernas abdominais (lagarta).
Escansorial Apêndice adaptado para agarrar e escalar. Perna escansorial.
Escapo Artículo mais basal da antena.
Escarabeiforme Tipo de larva com cabeça distinta, pernas torácicas bem desenvolvidas, sem pernas abdominais e com corpo cilíndrico, grosso e curvado.
Esclerito Uma área endurecida do tegumento circundada por suturas e/ou áreas membranosas.
Esclerosação Endurecimento da cutícula através da deposição e polimerização de substâncias não quitinosas. Esclerosação ou esclerosamento é a forma mais usual para designar "endurecimento" na língua portuguesa.
Esclerotização O mesmo que esclerosação. A forma "esclerotinização" não é correta, pois partia da ideia de que houvesse apenas a esclerotina como proteína, um conceito ultrapassado.
Escolóforo Ver *órgão cordotonal*.
Escolopídeo Unidades que compõem um órgão cordotonal.
Escopa Escova de cerdas presente nas pernas posteriores das abelhas, que serve para coleta de pólen.
Escópula Pequeno tufo de cerdas.
Escrobo Sulco ou cavidade onde se encaixa parte da antena (Coleoptera e Hymenoptera). Em Hymenoptera, pequena depressão no mesepisterno (= fóvea mesopleural).
Escudo A subdivisão central e maior da placa dorsal do meso e do metatórax.
Escutelo A divisão posterior da placa dorsal do meso e do metatórax, geralmente de forma triangular.
Esôfago Região estreita do tubo digestório entre a faringe e o papo.
Espátula Estrutura presente no protórax de larvas que auxilia na emergência do adulto (Diptera: Cecidomyiidae).
Espécie Como categoria taxonômica, é a unidade mais básica da hierarquia da classificação. Como entidade biológica, pode ser definida como "um conjunto de populações naturais diagnosticável por uma combinação única de caracteres" ou, seguindo o tradicional conceito biológico, como "um grupo de populações naturais intercruzantes separado reprodutivamente de outros grupos do mesmo tipo".
Espécie-tipo Uma espécie nominal designada como tipo portador do nome de um gênero ou subgênero.
Espéculo ***(especulum)*** Área da base da tégmina de machos que serve para produção de som (Orthoptera).
Espermateca Estrutura presente na fêmea, que serve para armazenar espermatozoides.
Espermatóforo Cápsula produzida por machos de vários insetos, que envolve os espermatozoides.
Espícula Pequena estrutura cuticular em forma de agulha.
Espinasterno Esclerito intersegmental da face ventral do tórax que possui uma espina (apódema).
Espinho Evaginação rígida, aproximadamente cônica, do integumento.
Espínula Um pequeno espinho. Em Thysanoptera, espinho presente na endofurca do meso ou do metatórax de algumas espécies.
Espiráculo Abertura do integumento ligado ao sistema traqueal, pelo qual ocorrem trocas gasosas.
Espirotromba Aparelho bucal sugador de adultos de Lepidoptera.
Esporão Evaginação móvel do integumento, de forma aproximadamente cônica, com um anel membranoso ao redor da base.
Estádio O intervalo de tempo entre duas mudas de um artrópode. Ver *instar*.
Estágio Uma das fases do desenvolvimento do inseto, como larva, pupa e adulto. Um estágio pode incluir vários ínstares.
Estema Olho simples de larvas de holometábolos. *Pl.*, estemas.
Esternaulo Sulco ou carena longitudinal presente na porção látero-inferior do mesepisterno (Hymenoptera).
Esternito Uma subdivisão do esterno, ou também qualquer esclerito que compõe o esterno.
Esterno A superfície ventral completa de um segmento.
Estigma O mesmo que pterostigma ou o mesmo que espiráculo.
Estilo Termo usado para várias estruturas tegumentares externas, alongadas, finas e não articuladas.
Estipe Segundo artículo da maxila. Também estípite.
Estomodeo Região anterior do tubo digestório. Também estomodeu.
Eucéfala Larva com cabeça bem diferenciada e esclerotizada.
Eussocial Inseto social verdadeiro, com cuidado cooperativo com a prole, forte assimetria reprodutiva e sobreposição de gerações.
Eusterno Placa ventral de um segmento torácico, excluindo o espinasterno.
Exito Um lobo externo da perna de artrópode.
Exocório A margem externa do cório (asa de Heteroptera).
Exocutícula Parte externa endurecida (esclerotizada) da cutícula.
Exodonte Mandíbulas amplamente separadas quando fechadas.
Exofítico Que vive fora da planta.
Exúvia A casca da cutícula eliminada no final da muda.

F

Faceta A superfície externa de um omatídio.
Falcada O mesmo que falciforme.
Falciforme Em forma de foice.

Falo O órgão copulador do inseto, incluindo qualquer estrutura presente na sua base.

Falobase Região proximal do falo, que varia muito em forma e tamanho.

Falômero Lobo genital formado ao redor do gonóporo (Blattaria e Mantodea).

Faloteca Uma dobra ou expansão tubular da falobase ao redor do edeago.

Falx Pequena área esclerosada na margem superior da cabeça, entre a fronte e o occipício, vestígio do sulco interantenal (sutura incompleta) (Siphonaptera).

Farado Indivíduo em processo de muda, mas ainda com a cutícula do ínstar anterior.

Faringe Região do canal alimentar entre a boca e o esôfago.

Fastígio A superfície dorsal anterior da cabeça, abaixo das antenas (Orthoptera).

Fêmur Terceiro artículo da perna em hexápodes, entre o trocânter e a tíbia, geralmente longo e robusto.

Fenética Método para classificar organismos baseado na similaridade geral, que frequentemente não reflete a filogenia. Taxonomia numérica.

Feromônio Substância que, quando liberada por um indivíduo no meio externo, provoca uma resposta fisiológica ou comportamental em outro indivíduo da mesma espécie.

Ferrão Ovipositor modificado em estrutura de defesa (Hymenoptera: Aculeata).

Fiandeira Órgão presente no aparelho bucal de larvas responsável pela produção de seda (Lepidoptera e Hymenoptera).

Filogenia O conjunto de relações genealógicas entre táxons (ancestral-descendentes), representável por um diagrama ramificado em forma de árvore.

Fitofagia Hábito de alimentar-se de tecidos vivos de plantas.

Flabelada Antena em forma de leque.

Flageliforme Em forma de chicote.

Flagelo Porção distal da antena, além do segundo artículo.

Flagelômero Cada subdivisão do flagelo.

Fontanela Mancha frontal diferenciada, geralmente ovalada e de cor mais clara, na cabeça de imagos, entre os olhos; poro frontal da cabeça de soldados (Isoptera).

Forâmen Abertura do integumento para a passagem de nervos e vasos. Também forame.

Forâmen magno A abertura posterior da cápsula cefálica, que faz a ligação com o tórax através do cérvix.

Forésia O transporte de um organismo por outro.

Fossa proboscidial Depressão na face ventral da cabeça, onde se alojam as peças bucais (Lepidoptera).

Fóssula esponjosa Estrutura pilosa no ápice da tíbia (Hemiptera).

Fóvea Depressão profunda no integumento.

Freno Sulco lateral na margem dorsal do escutelo, que serve para o encaixe da face ventral do clavo, quando a asa está em repouso (Hemiptera).

Frênulo Um espinho ou grupo de espinhos presente na base da asa posterior de muitos Lepidoptera, avançando sob a asa anterior, que serve para manter unidas as asas durante o voo.

Fronte Região da cabeça entre os olhos, abaixo das antenas e acima do aparelho bucal.

Funículo Região da antena entre o escapo e a clava (Coleoptera) ou parte da antena com largura regular entre os flagelômeros anelares, mais estreitos, e a clava, mais engrossada (Hymenoptera).

Furca Apêndice abdominal bifurcado que serve para saltar (Collembola).

Fúrcula O mesmo que furca.

G

Gálea O lobo externo da maxila, geralmente de forma alongada e convexa, que é fortemente modificada em Diptera e Hymenoptera, e em Lepidoptera forma a probóscide.

Galha Um crescimento anormal em uma planta resultante da ação de outro organismo, muitas vezes de imaturos de insetos.

Gânglio Uma das estruturas em forma de disco dispostas ao longo do cordão nervoso ventral, que contêm uma massa de tecido nervoso.

Garra Estrutura oca, pontiaguda e curva, geralmente arranjada em pares e localizada no ápice da perna de um inseto.

Gáster Parte distal dilatada e arredondada do abdômen, após a constrição, e os segmentos metassomais nodulares (Hymenoptera: Formicidae).

Genas Região lateral da cabeça abaixo dos olhos, acima da abertura oral.

Geniculada Com uma dobra ou flexão abrupta, em forma de cotovelo, normalmente na antena, muito típica de formigas.

Germário Região dos ovaríolos ou dos testículos, onde a produção dos gametas tem início.

Glabro Liso, sem cerdas ou estruturas semelhantes.

Glândulas ciríparas Glândulas produtoras de cera.

Glândulas coleteriais Glândulas ligadas ao oviduto, que geralmente produzem uma substância adesiva, responsável pela aglutinação dos ovos entre si no momento da postura, pela fixação no substrato ou pela formação da ooteca.

Glia Tecido que envolve os neurônios, fornecendo proteção e nutrição.

Glima Sulco lateral entre a base do tergo e o espiráculo; fóvea alongada na base do tergo (Hymenoptera).

Glossa Um dos lobos pareados da região distal e central do lábio, entre as paraglossas.

Gonângulo Uma pequena placa localizada entre os gonocoxitos VIII e IX, que facilita a movimentação do ovipositor.

Gonapófise Apêndices presentes ao redor da abertura genital.

Gonocoxito O artículo basal de um gonópode.

Gonópode Apêndice metamérico do segmento genital, modificado para cópula ou oviposição.

Gonóporo Abertura genital externa do macho ou da fêmea.

Gonóstilo Estrutura alongada presente no segmento genital, muitas vezes correspondendo ao artículo distal do gonópode, em alguns insetos modificado como um clasper, que auxilia na manutenção da posição correta durante a cópula.

Grado Um grupo taxonômico definido apenas por

características plesiomórficas (por exemplo, Apterygota), que quase sempre corresponde a um grupo parafilético.

Gregarismo Tendência de manter-se ou viver em grupos, sem constituir uma estrutura social.

Grupo-irmão O táxon filogeneticamente mais próximo de outro táxon.

Gula Esclerito da superfície ventral da cabeça de insetos prognatos, entre o posmento e o forame magno.

H

Hábito Aspecto ou aparência geral do corpo.

Halter Asa posterior reduzida, que funciona como órgão de equilíbrio durante o voo (Diptera).

Hâmulos Fileira de pequenos ganchos na margem anterior da asa posterior de Hymenoptera, que permite seu acoplamento a uma dobra esclerotizada na margem posterior da asa anterior.

Haplodiploidia Sistema de determinação do sexo em que as fêmeas são diploides e os machos, haploides.

Harpa Região da asa anterior em forma de harpa, modificada para ressonância (Orthoptera).

Haustelo Uma parte da probóscide (Diptera).

Hematófago Que se alimenta de sangue.

Hemiélitro Asa anterior com a metade basal coriácea e a metade distal membranosa (Heteroptera).

Hemimetábolo Inseto com metamorfose gradual, cujas asas se desenvolvem externamente nos imaturos.

Hemocele Cavidade geral do corpo, preenchida com a hemolinfa.

Hemócitos Células da hemolinfa (em geral).

Heterogamético Sexo que produz dois tipos de gametas em relação aos cromossomos sexuais.

Heterômeros Tarsos com número desigual de artículos nas várias pernas.

Hexápode Com seis pernas.

Higropétrico Que vive na camada de água que recobre pedras.

Hipândrio O esternito IX abdominal do inseto macho.

Hipermetamorfose Tipo de metamorfose em que existem dois ou mais estágios larvais distintos, com morfologia e hábitos diferentes.

Hiperparasitoide Parasitoide cuja larva desenvolve-se em outro parasitoide.

Hipofaringe Lobo não esclerotizado, em forma de língua, localizado entre o labro e o lábio.

Hipognato Com a cabeça orientada verticalmente e o aparelho bucal direcionado ventralmente.

Hipômero Parte inflexa do pronoto, também chamada de epipleura pronotal.

Hipopígio Último esterno visível, abaixo do ânus.

Holometábolo Inseto com metamorfose completa, em que as larvas são muito diferentes dos adultos, havendo um estágio intermediário, chamado pupa.

Holóptico Com os olhos contíguos na parte superior da cabeça (Diptera).

Holótipo Um único espécime que foi designado como o tipo portador do nome de uma espécie ou subespécie quando esse táxon foi estabelecido. Esse espécime será usado como referência para a solução de qualquer dúvida quanto ao reconhecimento da identidade desse táxon.

Homologia Correspondência de um caráter (morfológico, comportamental, molecular, etc.) entre táxons diferentes devido à mesma origem no ancestral comum mais próximo. Termo também usado como sinônimo de sinapomorfia.

Homoneura Venação igual nas asas anterior e posterior.

Homônomas Estruturas semelhantes entre si localizadas em diferentes segmentos do corpo (por exemplo, asas), que resultam da expressão do mesmo conjunto de genes em metâmeros distintos.

Homoplasia Uma similaridade não homóloga presente em táxons diferentes, resultante de convergência ou reversão, ou seja, ausente na espécie ancestral comum mais recente.

Hormônio juvenil Hormônio produzido pelos *corpora allata*, que inibe o surgimento de características imaginais durante o desenvolvimento, entre várias outras funções.

Hormônio protoracicotrópico Hormônio produzido por células neurossecretoras do cérebro que estimula as glândulas protorácicas a produzirem ecdisona.

I

Identificação Determinação da posição de um espécime na classificação.

Idiobionte Parasitoide que paralisa o hospedeiro após a oviposição, interrompendo seu desenvolvimento.

Íleo Região anterior do proctodeo, entre o mesêntero e o colo.

Imago O adulto ou forma reprodutiva de um inseto.

Inquilino Em geral, um inseto que vive no ninho de outra espécie. Em Hymenoptera, o termo é usado para parasitas sociais e para vespas que se utilizam da galha induzida por outra vespa. Em Isoptera, o termo é usado para espécies de cupins que ocupam termiteiros construídos por outras espécies.

Ínstar Fase do desenvolvimento do inseto entre duas mudas sucessivas. O primeiro ínstar ocorre entre a eclosão do ovo e a primeira muda, o segundo ocorre entre a primeira muda e a segunda e assim por diante. Esse termo é usado para se referir a dois conceitos diferentes: 1) o intervalo de tempo entre mudas (equivalente a estádio), e 2) o indivíduo entre mudas (com sua morfologia, comportamento etc.).

Integumento O mesmo que tegumento.

Interneurônio Célula nervosa que está inteiramente contida dentro do sistema nervoso central e apenas se comunica com outros neurônios.

Íntima O revestimento cuticular interno de estruturas ocas, como o estomodeo e o proctodeo.

J

Jugo Um lobo na base da asa anterior que se estende sobre a asa posterior e mantém as duas asas acopladas durante o voo.

L

Labelo Parte expandida do lábio (Diptera).

Lábio Estrutura mais posterior do aparelho bucal, geralmente com um par de palpos e dois pares de lobos

medianos (Fig. 2.10).

Labro Estrutura frontal do aparelho bucal, localizada abaixo do clípeo (Fig. 2.7).

Lacínia Lobo interno da maxila (Fig. 2.9).

Lamelada Estrutura com expansões laterais em forma de placa finas ou folhas, especialmente antenas.

Lanceolada Em forma de lança.

Larva Estágio imaturo de insetos, com morfologia distinta em relação ao adulto. Termo mais usado para imaturos em estádios anteriores à pupa em holometábolos, mas também usado por diversos autores para vários hemimetábolos. Em Isoptera, refere-se aos imaturos da linhagem estéril, que dão origem a operários e soldados.

Larvípara Espécie, especialmente de Diptera, na qual os ovos eclodem dentro do corpo da fêmea, que, portanto, deposita larvas.

Larvópode Falsas pernas abdominais de algumas larvas, especialmente de Lepidoptera.

Laterotergito Para Hemiptera, ver *conexivo*. Em Diptera, esclerito da metapleura torácica logo acima do espiráculo posterior e anteriormente ao mediotergito.

Lígula O conjunto formado pelas glossas e paraglossas.

Linha ecdisial Linha em forma de um Y invertido que marca o local de rompimento da cápsula cefálica durante a muda.

Localidade-tipo Local onde foi coletado o tipo primário (holótipo, lectótipo, neótipo) de uma espécie.

Loro Um pequeno esclerito ao lado do clípeo, que se estende lateralmente até a gena (Hemiptera).

Lúmen O espaço fechado ou cavidade de qualquer órgão oco, como o canal alimentar.

Lúnula Pequeno esclerito em forma de crescente localizado perto da base da antena (Diptera).

M

Macrolábica Forma com pinças grandes (Dermaptera).

Macróptero Inseto com asas grandes ou normalmente desenvolvidas.

Macrotríquia Cerda, geralmente referida na superfície das asas, tanto na membrana quanto nas veias, com articulação em soquetes.

Mala Uma superfície trituradora, normalmente na mandíbula.

Mandíbula Uma das estruturas pareadas do aparelho bucal localizadas entre o labro e as maxilas (Fig. 2.8), geralmente muito esclerosadas e de função cortante e/ou triturante, modificadas em forma de estiletes em alguns insetos sugadores.

Manúbrio A base da fúrcula (Collembola); região da genitália do macho (Coleoptera).

Marsúpio Bolsa na qual algumas cochonilhas carregam ovos e imaturos (Hemiptera).

Maxila Uma das estruturas pareadas do aparelho bucal localizadas entre as mandíbulas e o lábio, geralmente com um palpo (Fig. 2.9).

Mecônio Material fecal que se acumula durante a fase pupal e é eliminado na emergência da imago.

Membrana peritrófica Membrana porosa que reveste o mesêntero e protege suas células da abrasão mecânica, da penetração de patógenos e da ação química das enzimas digestivas.

Mento O esclerito distal do lábio, ao qual estão ligados a glossa e as paraglossas.

Meroístico Ver *ovaríolo meroístico*.

Mes(o)- Prefixo indicativo da parte do meio, usado frequentemente para referências a estruturas do mesotórax.

Mesêntero O trecho médio do canal alimentar, que não é revestido por cutícula.

Mesepímero O epímero da mesopleura, às vezes subdividido em anepímero (dorsalmente) e catepímero (ventralmente).

Mesepisterno O episterno da mesopleura, às vezes subdividido em anepisterno (dorsalmente) e catepisterno (ventralmente).

Mesescutelo O escutelo do mesonoto.

Mesescuto O escudo do mesonoto, em Diptera chamado apenas de escudo (ou escuto) por causa da redução do metatórax.

Mesonoto Placa dorsal do mesotórax.

Mesossoma Região formada pelo tórax mais o propódeo (segmento abdominal I) (Hymenoptera Apocrita).

Mesotórax O segundo segmento do tórax.

Meta- Prefixo indicativo da parte posterior, usado frequentemente para referências a estruturas do metatórax.

Metâmero Segmento do corpo ou somito, em animais metamerizados.

Metanoto Placa dorsal do metatórax.

Metapnêustico Sistema respiratório no qual apenas o último par de espiráculos está aberto.

Metassoma Região posterior ao segmento abdominal I, quando este último se encontra fundido ao tórax (Hymenoptera).

Metatórax O terceiro segmento do tórax.

Metazona Região posterior do pronoto (Mantodea).

Micângia (*pl.*) Estruturas usadas para transportar fungos simbiontes (Coleoptera). *Sing.*, *micangium*.

Micetócitos Células que abrigam microrganismos e se encontram dispersas no corpo gorduroso (Hemiptera e Blattaria).

Micetófago Que se alimentam de fungos.

Micófago O mesmo que micetófago.

Micrópila Poro no córion do ovo, por onde ocorre a fecundação.

Micropteria Redução da asa a pequenos vestígios.

Microtríquia Estrutura cuticular microscópica subcelular em forma de pelo, presente especialmente nas asas de alguns insetos.

Miíase Infestação por larvas de moscas, conhecida popularmente como bicheira.

Mimetismo Semelhança na aparência geral entre indivíduos de espécies diferentes que confere proteção contra predação.

Mimetismo batesiano Tipo de mimetismo no qual uma espécie palatável (mimético) obtém proteção contra predação ao imitar a aparência de uma espécie impalatável (modelo).

Mimetismo müllerianо Tipo de mimetismo em que as duas espécies impalatáveis obtêm proteção contra predação por meio da semelhança entre elas.

Minador Inseto cuja larva vive e se alimenta dentro de folhas vivas.

Mirmecófilo Que vive associado a formigas.

Mirmecomórfico Com morfologia semelhante a uma formiga.

Místax Conjunto de cerdas longas presente acima da região bucal presente em alguns Diptera, especialmente Asilidae.

Moela O mesmo que proventrículo.

Molar Referente à região triturante da mandíbula.

Moniliforme Tipo de antena formada por antenômeros arredondados, lembrando um colar de pérolas.

Monófago Que se alimenta apenas de uma espécie de organismo.

Monofilético Grupo taxonômico que contém todos os descendentes do ancestral comum mais próximo.

Monofiletismo Qualidade de ser monofilético.

Monofilia O mesmo que monofiletismo.

Monômero Com apenas um segmento ou artículo, não subdividido.

Monotipico Táxon de categoria superior à espécie que inclui apenas um táxon de categoria imediatamente inferior. Por exemplo, um gênero que contém uma só espécie, uma família que contém um só gênero etc.

Mucro Em Collembola, segmento terminal curto presente em cada ramo da furca.

Muda Processo de troca da cutícula, que começa com a apólise e termina com a ecdise.

Multivoltina Espécie que desenvolve múltiplas gerações por ano.

Mutualismo Associação entre indivíduos de duas espécies que é benéfica para ambas.

N

Náiade Ninfa aquática (Ephemeroptera, Odonata, Plecoptera).

Necrófago Organismo que se alimenta de cadáveres ou carniça.

Nefrócito Célula especializada da hemocele, com função ligada à excreção e ao sistema imune.

Neossoma Nome dado à forma hipertrofiada das fêmeas de Tungidae (o bicho-do-pé), encontradas inseridas na pele dos respectivos hospedeiros (Siphonaptera).

Neotênico Indivíduo que atinge a maturidade reprodutiva, mas com morfologia correspondente a um imaturo em seu respectivo grupo.

Nigma Pequena mancha presente nas asas de Trichoptera, próximo à bifurcação das veias RP_3-RP_4.

Ninfa Imaturo de inseto hemimetábolo.

Nomenclatura Parte da Taxonomia relativa à criação e uso dos nomes formais dos táxons (nomes científicos). As regras de nomenclatura de insetos são definidas no Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.

Notaulos Sulcos longitudinais do mesonoto de alguns insetos.

Noto Região dorsal de um segmento torácico.

Notopleura Uma pequena placa lateral adjacente ao mesonoto (Diptera).

O

Obliterada Quase apagada, indistinta (relativo a veias e suturas).

Occipício A extremidade posterior da cabeça, após o vértice e adjacente ao forâmen occipital (em inglês, *occiput*).

Ocelo Olho simples presente na região frontal ou no vértice da cabeça de muitos insetos adultos e ninfas, em número de três ou dois.

Omação Mancha clara presente no centro do mesonoto de alguns Ephemeroptera.

Omatidio Unidade óptica do olho composto.

Ooteca Cápsula protetora que envolve uma massa de ovos (Blattaria, Mantodea, Orthoptera).

Opérculo Uma tampa ou cobertura.

Opistognato Com o aparelho bucal orientado para trás.

Órgão cordotonal Órgão sensorial alongado, subcuticular, ligado ao integumento, mas sem sinal externo da sua presença. Também chamado de escolóforo.

Óstio Abertura genital externa das fêmeas de Lepidoptera, usada apenas para a cópula.

Ostíolos Fendas verticais do coração do inseto por onde entra a hemolinfa durante a diástole. Em Hemiptera, as aberturas externas das glândulas odoríferas.

Ovaríolo Unidade cilíndrica ou afunilada do ovário.

Ovaríolo meroístico Tipo de ovaríolo no qual células nutrizes ou trofócitos estão presentes. Ver ovaríolo politrófico e telotrófico.

Ovaríolo panoístico Ovaríolo sem trofócitos, em que os oócitos são alimentados pelo epitélio folicular. Ocorre em Thysanura, Siphonaptera, Odonata e todas as ordens ortopteroides exceto Dermaptera.

Ovaríolo politrófico Ovaríolo do tipo meroístico em que a cada ovócito corresponde uma série de trofócitos e o conjunto fica reunido em um folículo.

Ovaríolo telotrófico Ovaríolo do tipo meroístico em que todos os trofócitos permanecem no germário.

Oviparidade Reprodução através da produção e deposição de ovos.

Oviporo Abertura posterior da vagina da maioria dos Lepidoptera, que serve apenas para oviposição.

Ovipositor Estrutura especializada para oviposição, presente nas fêmeas de vários grupos de insetos.

Ovirruptor Estrutura do imaturo, em forma de dente, usada para romper o ovo no momento da eclosão.

Ovoviparidade Reprodução através da produção de ovos, que ficam retidos dentro do corpo da fêmea até a eclosão, sem que haja nenhum mecanismo de alimentação da larva.

P

Palpífero O lobo dos estipes maxilares, onde se insere o palpo.

Palpiforme Na forma de palpo; uma estrutura cilíndrica e segmentada.

Palpígeros Esclerito no qual se insere o palpo.

Palpo Apêndice articulado da maxila ou do lábio.

Palpômero Cada subdivisão do palpo.

Papila Qualquer projeção cuticular pequena, cônica e pouco esclerotizada; a lígula modificada nos Coleoptera tecedores de seda.

Papiliforme Em forma de papila.

Papo Expansão das paredes do esôfago, que funciona como órgão de armazenamento.

Paracerco Em Archaeognatha, representa o filamento mediano mais longo dentre os dois filamentos apicais do abdômen; em Zygentoma, é um prolongamento do tergito X e tem aproximadamente o comprimento de cerco ou pouco mais longo, também denominado de filamento caudal mediano ou apêndice dorsal.

Parafilético Grupo taxonômico definido por simplesiomorfias e que inclui o ancestral comum mais próximo e alguns de seus descendentes, mas não todos. Exemplos: Apterygota, Homoptera.

Paraglossa Cada um dos dois lobos no ápice do lábio, lateralmente à glossa.

Parâmero Estrutura na genitália masculina do inseto, usualmente um lobo ou apêndice na base do edeago.

Paranotal Expansões laterais da região torácica tergal.

Paraocular Área adjacente aos olhos.

Paraproctos Par de lobos que bordam o ânus ventro-lateralmente.

Parasitoide Inseto que, em sua fase larval, se alimenta de tecidos de outro animal por um tempo relativamente longo. O hospedeiro geralmente morre no final.

Paratégula Cantos posteriores do mesoscuto, distintamente projetados para trás, lateralmente às axilas, na forma de uma projeção estreita.

Paratergito Região marginal lateral do noto; em Chalcidoidea (Hymenoptera), escleritos pares finos localizados simetricamente nas laterais do sintergo IX de Tetracneminae.

Parempódio Apêndice em forma de cerda no empódio (Hemiptera).

Parietal Região lateral da cabeça, entre a fronte e o occipício.

Parocular O mesmo que paraocular.

Partenogênese Desenvolvimento do óvulo sem que tenha havido fecundação por um espermatozoide. Ver *arrenotoquia* e *telitoquia*.

Patágios Par de estruturas ou expansões finamente lobadas do protórax.

Patela Artículo associado à tíbia em Chelicerata.

Pavimentoso Característica associada às células achatadas do reto intestinal.

Peciolada Estreitada, posicionada após um pedúnculo.

Pecíolo Pedúnculo, haste; o segmento longo e fino entre o tórax e o restante do abdômen em alguns Diptera ou entre o mesossoma e restante do metassoma em Hymenoptera Apocrita.

Pécten Estrutura semelhante a um pente ou escova.

Pectinado Semelhante a um pente.

Pedicelado Suportado por um pedicelo.

Pedicelo O segundo artículo da antena de um inseto. A porção basal estreita (haste) de uma estrutura, como o halter em Diptera. A haste através da qual o ovo de alguns insetos é fixado ao substrato.

Pediculose Infestação por piolhos.

Pedogênese Reprodução em estágios imaturos.

Pedomorfose Retenção de características de imaturos nos adultos.

Pedunculado Pedicelado.

Pelta O esterno abdominal I de Thysanoptera, que tem forma mais ou menos triangular e pode estar retraído sob o metasterno torácico.

Penelipse Nas larvas de Lepidoptera, a figura formada quando uma parte menor que a metade do círculo de larvópodes está ausente na perna anterior.

Pênis O mesmo que edeago.

Pentâmera Estrutura com cinco subdivisões.

Pente Estrutura com uma fileira ou fileiras de cerdas ou espinhos.

Perfoliada Antena formada por antenômeros achatados e expandidos na metade distal (Coleoptera).

Pigídio Tergo do último segmento do abdômen.

Pigoforal Associado ao pigóforo.

Pigóforo O esclerito dorsal da genitália de alguns Hemiptera.

Pigopódios Apêndices terminais foliáceos com numerosos túbulos do segmento abdominal X de algumas larvas de Coleoptera.

Pilígera Com cerdas.

Pilórico Associado à extremidade posterior do mesêntero.

Piloro Válvula do intestino médio.

Piriforme Com formato semelhante a uma pera.

Pitfall Armadilha tipo alçapão ou de queda.

Placa Qualquer esclerito largo e plano.

Placa umeral Um dos escleritos articulares da base da asa.

Placoide Semelhante a uma placa.

Planídia Larva de primeiro ínstar de algumas espécies de parasitoides que sofrem hipermetamorfose. São achatadas, bem esclerotizadas, ativas e geralmente com pernas. Algumas possuem três garras em cada perna, chamadas de triungulinos.

Plano-básico Reconstrução das características do ancestral mais recente de um grupo monofilético através da análise cladística. O termo é usado para o organismo todo ou para estruturas específicas, como as asas. O termo correspondente em inglês é *ground plan*.

Plectro Em Coleoptera, órgão estridulatório no penúltimo segmento abdominal.

Plesiomorfia Caráter ou estado ancestral ou primitivo dentro do nível hierárquico em estudo. Os conceitos de plesiomorfia e apomorfia são relativos, e uma plesiomorfia é sempre uma apomorfia em um nível hierárquico mais inclusivo.

Plesiomórfico Estado primitivo de um caráter em uma série de transformação.

Pleura Região lateral do segmento do corpo de um inseto, entre o tergo e o esterno. A pleural pode conter uma membrana (a membrana pleural) e escleritos (escleritos pleurais ou pleuritos).

Pleurito Esclerito pleural.

Pleurosternal Relativo à articulação entre a pleura e os esternos.

Pleuróstoma Área de articulação da mandíbula na cápsula cefálica.

Poliembrionia O desenvolvimento de um ovo em dois ou mais embriões.

Polífago Animal de alimentação não especializada. O termo é mais usado para insetos fitófagos que se alimentam de muitos tipos de plantas.

Polifilético Grupo taxonômico definido por características convergentes que contém duas ou mais linhagens não diretamente relacionadas e não inclui o ancestral comum

mais próximo.

Polimorfismo A existência de dois ou mais fenótipos na mesma espécie, relativos ao mesmo estágio de desenvolvimento e numa mesma população.

Polinífago Que se alimenta de pólen.

Polípode Organismo com várias pernas. Especificamente, um tipo larval com abdômen completamente segmentado e cada segmento com um par de apêndices rudimentares. Sinônimo de larva eruciforme.

Poriforme Em forma de poro.

Pós-clípeo Área superior do clípeo, representado por uma área mais esclerotizada.

Pós-gena Área na cabeça posterior à gena.

Posmento Esclerito presente na face ventral da cabeça de alguns insetos, posteriormente ao lábio. É semelhante à gula, mas não homólogo. Também pós-mento.

Praga quarentenária Praga de importância econômica potencial em uma área onde ainda não ocorre e que é oficialmente controlada nessa área para impedir sua introdução.

Pregueado Com pregas.

Prepecto Pequeno esclerito da margem anterior do mesepisterno.

Pré-pupa Um ínstar do final da fase imatura e anterior ao estágio de pupa, que é imóvel ou pelo menos não se alimenta. Em Thysanoptera, corresponde ao terceiro ínstar.

Pré-tarso O segmento mais distal da perna do inseto, que contém as garras e outras estruturas associadas.

Probóscide Termo geral para um aparato bucal alongado ou extensível.

Proclinada Direcionada para frente; com ápice direcionado para porção anterior do corpo; termo aplicado a cerdas.

Proctiger Em Diptera, sinônimo de ânus; em Heteroptera, estrutura cônica formada pelo segmento X, que contêm o ânus.

Proctodeo Região posterior do tubo digestório do inseto. Também proctodeu.

Prognatismo Característica prognata.

Prognato Com cabeça orientada horizontalmente, com as mandíbulas direcionadas para frente. Também prognata (masculino e feminino) ou prógnato.

Pronoto Noto ou placa dorsal do primeiro segmento do tórax.

Propigídio Segmento terminal no abdômen precedente ao pigídio.

Propleura Corresponde à pleura do primeiro segmento do tórax.

Propódeo O segmento abdominal I, quando incorporado ao tórax (Hymenoptera).

Proprioceptor Receptor sensorial sensível a estímulos internos do organismo, principalmente relacionados a mudanças da posição do corpo ou de suas partes.

Prosteca Em Coleoptera, membrana com cerdas ao longo da superfície mediana da mandíbula, entre a mola e o dente apical. Em Diplura, denominada lacínia móvel, representa uma pequena placa na mandíbula.

Protoasas Estruturas hipotéticas presentes no ancestral dos Pterygota e que deram origem às asas.

Protocérebro Região maior e mais anterior do cérebro dos insetos, que inclui os lobos ópticos.

Protórax Primeiro segmento do tórax.

Protuso Saliente, protuberante.

Proventrículo Região do estomodeo entre o papo e o mesêntero, com função triturante. Também chamado de moela.

Proximal Região de um órgão ou estrutura que fica mais próxima da base, centro ou ponto de inserção, opondo-se a distal.

Prozona Região do pronoto mais próxima à cabeça (Mantodea).

Pruinosidade Fina poeira. Termo usado para designar pilosidade muito curta, com aspecto de uma poeira fina.

Pruinoso Com pruinosidade, com aparência de coberto com uma poeira fina.

Pseudocapítulo Condição do ovo em que o capítulo faz parte do opérculo (Phasmatodea).

Pseudocelos Órgãos sensoriais distribuídos sobre o corpo (Collembola e Protura).

Pseudóculos Órgãos sensoriais olfativos na cabeça (Protura).

Pseudopênis Estrutura associada ao órgão copulatório masculino (Phthiraptera).

Pseudotetrâmero Tarso com cinco tarsômeros, mas com o quarto tarsômero reduzido, escondido na base do terceiro tarsômero (Coleoptera).

Pseudotrímero Tarso com quatro tarsômeros, mas com o terceiro muito reduzido, dando a impressão de haver apenas três (Coleoptera).

Pterigopolimórfica Com várias formas de asas.

Pterigoto Espécie pertencente aos Pterygota, ainda que com perda secundária das asas.

Pterostigma Área alargada e pigmentada ao longo da margem costal da asa.

Pteroteca Mesmo que teca alar.

Pterotórax Segmentos torácicos com asas; tipicamente o meso e metatórax.

Ptilinial Sutura frontal correspondente ao ptilínio (Diptera).

Ptilíno Estrutura membranosa inflável da fronte, através da sutura ptilinial (ou frontal), desde a base da antena. É evertida durante a emergência do adulto do pupário (Diptera).

Pubescente Coberto com cerdas finas, curtas e densas.

Pulviliforme Semelhante a um pulvilo.

Pulvilo Estrutura almofadada e achatada entre as garras tarsais de alguns insetos.

Pupa Estágio intermediário entre larva e adulto, normalmente imóvel, que não se alimenta e no qual ocorre grande reorganização da estrutura interna do corpo, em especial da musculatura e de alguns órgãos internos.

Pupa adéctica Tipo de pupa cujas mandíbulas são imóveis, não funcionais, em oposição ao conceito de pupas décticas.

Pupa coarctata Pupa que é envolvida pela cutícula do último ínstar larval.

Pupa déctica Pupa exarada cujas mandíbulas são móveis, em oposição ao conceito de pupas adécticas.

Pupa exarada ou exarata Tipo de pupa na qual os apêndices são

livres, não colados ao corpo, em oposição ao conceito de pupas obtecta.

Pupa obtecta Pupa em que os apêndices são colados ao corpo, em oposição ao conceito de pupas exarada.

Pupário A cutícula endurecida do último ínstar larval, que envolve a pupa (Diptera).

Q

Quadrifurcada Estrutura com quatro ramos saindo do mesmo ponto.

Quadripectinada Antena pectinada com quatro ramos por artículo.

Quebra-ovo Ovirruptor.

Quela Pinça, em geral formada por modificação das garras tarsais.

Quetosema Áreas cuticulares elevadas na cabeça do indivíduo adulto; órgãos sensoriais de Jordan (Lepidoptera).

Quetotaxia O arranjo (e a nomenclatura correspondente) das cerdas do exoesqueleto.

Quilha Expansão laminar saliente do exoesqueleto.

Quitina Polissacarídeo nitrogenado presente na cutícula, formado basicamente por unidades de N-acetil glucosamina.

R

Rabdoma Região sensível à luz formada por um conjunto de rabdômeros compactados em uma estrutura cilíndrica no eixo de cada omatídio.

Rabdômero Conjunto de microvilosidades presentes na parte interna de uma célula retinular do olho composto.

Rádula Áreas esclerosadas do endofalo (Psocoptera).

Rainha Fêmea reprodutora em colônias de insetos sociais.

Rapagulae Falsos ovos que servem de alimento para larvas neonatas (Neuroptera).

Raptorial Estrutura adaptada para capturar presas. Perna raptorial.

Remígio Porção anterior da asa, geralmente mais rígida e com mais veias que o clavo posterior.

Reniforme Em forma de rim ou de feijão.

Resilina Proteína cuticular elástica, incolor, transparente, semelhante a um gel, produzida pela epiderme.

Retináculo Em Collembola, o mesmo que tenáculo; em Lepidoptera, um tufo de cerdas ou uma dobra na membrana ventral da asa anterior, geralmente na base da veia Sc; em larvas de Coleoptera, estrutura em forma de dente localizada na margem mesal da mandíbula, abaixo dos dentes distais.

Retínula Estrutura componente do olho composto, formada por células retinulares e seus neurônios.

Reto Porção posterior do proctodeo.

Rostro Prolongamento ou projeção da cabeça em forma de nariz; região fronto-clipeal prolongada em forma de bico; em Hemiptera, conjunto de peças do aparelho bucal, formada pelo lábio que envolve os estiletes mandibulares e maxilares.

S

Saco genital Estrutura situada anteriormente ao apódema basal e que contém internamente o edeago, geralmente ornamentado com escamas, espinhos ou manchas. Também chamado saco interno ou vesícula-pênis (Phthiraptera).

Saculiforme Em forma de bolsa ou saco.

Salivário Cavidade na porção posterior da hipofaringe, onde se abrem as glândulas salivares.

Sarcolema Envoltório das fibras musculares.

Securiforme Em forma de uma lâmina de machado, comprimido triangular.

Seminal Relativo ao sêmen.

Semioquímico Substância química usada em comunicação intra ou interespecífica.

Sensor (sensílio, sensila, sensilo ou sensório de diferentes autores) Estrutura epidérmica que se constitui de um receptor simples, formado por uma ou poucas células epiteliais que se projetam na cutícula. É especializada na detecção ou na recepção de sinais e estímulos de natureza físico-química. Corresponde ao termo em latim *sensillum* (*sensilla* no plural), que não tem equivalente em português.

Serosa A membrana externa que envolve o embrião.

Serreado Estrutura com dentes, com aspecto de serra.

Setácea Com cerdas; em forma de cerda.

Setífera Relacionado à pontuação com cerdas.

Setiforme Em forma de cerda.

Sifão respiratório Estrutura tubular externa presente em alguns insetos aquáticos que conecta o sistema traqueal com o ar.

Sifúnculo Estrutura tubular pareada que ocorre no abdômen de pulgões e descarrega secreções defensivas e feromônios de alarme (Hemiptera).

Sinapomorfia Apomorfia compartilhada por dois ou mais táxons, que constitui evidência de monofiletismo desse grupo.

Sintergito Placa resultante da fusão de dois tergitos (Diptera).

Sintórax Região resultante da fusão de segmentos do tórax (Ephemeroptera).

Siriri Adulto alado de cupim (Isoptera).

Sistemática Disciplina que tem o objetivo de catalogar a diversidade biológica, reconstruir sua história evolutiva e desenvolver a classificação formal dos seres vivos. Frequentemente tratada como sinônimo de Taxonomia.

Sitóforo Esclerito cibarial, localizado na entrada do esôfago (Psocoptera).

Somito Segmento do corpo ou metâmero.

Stridulitrum Estrutura estridulatória no sulco prosternal (Hemiptera: Reduviidae).

Subalar Esclerito próximo à base da asa.

Subanal Relacionado à posição anterior ao ânus.

Subapical Anterior ao ápice.

Subcostal Veia longitudinal da asa, geralmente não ramificada, que corre paralela à costal.

Subcoxa Parte proximal diferenciada da coxa, geralmente incorporada à pleura.

Subescafo Em machos, placa ventral associada ao tubo anal (Lepidoptera).

Subescutelo O mesmo que pós-escutelo.

Subespécie Subdivisão de uma espécie que corresponde a uma variação geográfica.

Subgena Área abaixo da gena e acima dos apêndices bucais.

Subgenital Placa subgenital, esternito abdominal associado à genitália.

Subgenual Escolóforo situado na região proximal da tíbia.
Subglabra Superfície parcialmente glabra.
Subglobular Estrutura com forma aproximadamente esférica.
Subimago Penúltimo ínstar de Ephemeroptera, muito semelhante ao adulto e com asas funcionais.
Submento Região proximal do lábio.
Subsocial Espécie com comportamento de cuidado parental em relação à própria prole, mas sem castas ou outras características de insetos sociais.
Suctorial Aparelho bucal adaptado para sugar.
Sugador-pungitivo Aparelho bucal adaptado para perfurar e sugar (Siphonaptera e Phthiraptera).
Sulco metacetabular Sulco próximo à cavidade coxal (acetábulo) do metatórax de alguns Hemiptera.
Superlígulas Lobos laterais da hipofaringe presentes em adultos de Entognatha, Archaeognatha e Zygentoma, e em imaturos de Ephemeroptera e Dermaptera. O mesmo que superlínguas.
Supra-alar Posição de cerdas acima da base da asa, entre as cerdas notopleurais e pós-alares (Diptera).
Supra-alveolar Sulco localizado acima do alvéolo antenal (Hymenoptera).
Supra-anal Acima do ânus.
Supracoxal Acima da coxa.
Supraesofágico Acima do esôfago.
Supratentórios Par de braços laterais do tentório (esqueleto interno da cabeça).
Sutura Estritamente, um sulco externo da cutícula que resulta da fusão de placas. O termo também é usado para linhas menos esclerosadas da cutícula, de cor mais clara, e para marcas externas de dobras e reentrâncias da cutícula.

T

Tagma Conjunto de segmentos sucessivos de um animal metamérico que forma uma região diferenciada morfofuncionalmente, como a cabeça, o tórax ou o abdômen.
Tagmose Fenômeno evolutivo que resultou na organização do corpo do inseto em tagmas.
Tanatose Comportamento de fingir-se de morto para evitar predadores.
Tapete Nos olhos compostos de espécies noturnas e crepusculares, estrutura multilaminar formada pelo dobramento intenso de traquéolas, situada sob o ponto de armazenamento de pigmentos visuais do olho composto, especialmente dos Lepidoptera. Nos ocelos, área diferenciada na região posterior das células retinulares e formada por sais de urato.
Tarso Artículo da perna localizado entre a tíbia e o pré-tarso, composto por uma a cinco subdivisões, denominadas tarsômeros.
Tarsômero Cada uma das subdivisões do tarso.
Táxon Um grupo de organismos que recebe um nome formal na classificação, como Insecta, Coleoptera, *Drosophila*.
Taxonomia A disciplina que lida com a classificação formal dos organismos vivos. Frequentemente tratada como sinônimo de Sistemática.
Teca alar Estrutura que corresponde ao primórdio da asa durante o desenvolvimento do imaturo.
Tectiforme Em forma de telhado, usado para descrever a forma das asas de alguns insetos.
Tégmen Em Coleoptera, sinônimo de parâmero.
Tégmina Asa anterior engrossada e coriácea, que funciona como cobertura protetora.
Tégula Esclerito mais proximal associado à base da asa.
Tegume Tergo abdominal IX (Lepidoptera).
Tegumento Cobertura da superfície do corpo. Conjunto que inclui a epiderme mais a cutícula.
Telitoquia Tipo de partenogênese que resulta apenas na produção de fêmeas a partir de ovos não fertilizados.
Telômero Uma divisão do parâmero da genitália masculina (Neuroptera e Mecopterida).
Télson Segmento terminal primitivo dos Arthropoda, que contêm o ânus.
Têmpora Parte da cápsula cefálica, de cada lado, acima e atrás dos olhos (Coleoptera).
Tenáculo Estrutura no segmento III do abdômen formada por uma peça única na base (corpo), com um par de peças distais (ramos) portadoras de uma série de no máximo quatro dentes na superfície externa (Collembola).
Tenídeas Espessamentos helicoidais quitinosos das traqueias.
Tentório Esqueleto interno da cabeça do inseto.
Terebra Ovipositor formado por quatro valvas serreadas, que fazem saliência numa fenda longitudinal entre os esternitos VIII e IX (Thysanoptera).
Tergito Um esclerito que compõe o tergo.
Tergo A superfície dorsal completa de um segmento do corpo.
Terminália O conjunto de segmentos terminais do abdômen modificados, incluindo a genitália e o ânus.
Termitófilos Organismos que vivem associados a térmitas.
Testículo Gônada do macho, que ocorre em pares em insetos.
Tetrâmero Com quatro subdivisões; tarso com quatro tarsômeros.
Tíbia O quarto artículo da perna do inseto.
Tíbio-tarso Fusão parcial da tíbia e do tarso (Collembola).
Tilácio Saco formado pelas exúvias das sucessivas mudas (Dryinidae).
Tilo Corresponde à face (Cercopoidea).
Tiloides Sensores com forma de minúsculas calosidades, porosas sob grande aumento (Hymenoptera: Ichneumonidae).
Tímpano Órgão sensorial responsável pela captação de som.
Tomentoso Coberto por um tomento, pubescência curta e densa, semelhante a poeira.
Tórax Segunda região diferenciada do corpo do inseto, composta de três segmentos entre a cabeça e o abdômen, onde estão inseridos os apêndices locomotores.
Tormas Par de escleritos localizados nos ângulos látero-basais do labro, que se estendem pela superfície epifaringeal do clípeo (Coleoptera).
Tormógena Célula da epiderme que forma a base de uma cerda.
Tórulo Sinônimo de alvéolo antenal.
Traqueia Ramo do sistema traqueal, formado por um túbulo alongado, com anéis elásticos, derivado da ectoderme.
Traqueoblasto Na pupa, célula epidérmica do sistema

respiratório, que forma as traquéolas.

Traqueobrânquias Brânquias traqueais.

Traquéolo Ramo traqueal fino e sem tenídeas, com menos de um micrômetro de diâmetro.

Tricobótria Cerda sensorial tricoide, constituída de mecanorreceptores especiais.

Tricógena Célula da epiderme responsável pela formação de uma cerda.

Tricoide Semelhante a uma cerda.

Trilocular Com três lóculos.

Trímero Dividido em três partes. Um tarso trímero é composto por três tarsômeros.

Trimórfico Com três formas.

Tritocérebro Parte posterior do cérebro de um inseto, correspondente a um par de gânglios metaméricos incorporados ao cérebro, de fato dispostos lateralmente ao esôfago.

Triungulino O primeiro ínstar larval de Strepsiptera e alguns Coleoptera parasitoides. É ativo e possui três garras em cada perna. Também triungulim.

Trocantelo Porção basal do fêmur, separada do restante por um sulco ou uma linha, semelhante ao trocânter (Hymenoptera).

Trocânter Da base para o ápice, o segundo artículo da perna do inseto, normalmente o menor dos artículos da perna.

Trocantino Pequeno esclerito anterior à coxa e à protuberância pleural coxal.

Trofalaxia A troca mútua de alimento entre insetos, especialmente entre indivíduos da mesma colônia de insetos sociais.

Trofócito Célula do corpo gorduroso, mais frequentemente encontrada dentre os insetos.

Troglóbio Adaptado à vida em cavernas.

Tuberculiforme Em forma de tubérculo.

Tubérculo Protuberância pequena, arredondada.

Tubos de Malpighi Tubos longos e finos, com fundo cego, que se abrem na região entre o mesêntero e o proctodeo. Constituem o sistema excretor da maioria dos insetos.

Tungíase Infestação por bicho-do-pé (*Tunga*).

Túnica Bainha do ovaríolo; em Diptera, o revestimento da glândula salivar.

Túnica própria Envoltório laminar de revestimento externo de órgãos, como glândulas e ovaríolos, e de compartimentos da cavidade do corpo, como os diafragmas.

U

Úmero Região basal anterior da asa ("ombro").

Unciforme Em forma de gancho.

Unco Em Lepidoptera, o tergo abdominal X do macho. Em Coleoptera, uma estrutura em forma de gancho na margem distal da mala maxilar, ou estrutura em forma de gancho presente na região distal da tíbia.

Unguículo Garra tarsal menor, de forma lanceolada ou alongada, que se projeta na posição ventral (Collembola).

Unguis Uma das garras tarsais; em Collembola, garra tarsal maior.

Unguitrator Placa unguitratora, esclerito ventral do tarsômero.

Unguitratorial Placa situada junto ao ápice da tíbia e às garras (Hemiptera).

Unímero Sem subdivisão. Utilizado para tarso com apenas um tarsômero.

Unirramoso Com apenas um ramo.

Unirreme Com apenas um ramo. Usa-se para referência a apêndices unirremes, formados somente pelo protopódito e endopódito, sem exitos.

Univoltina Espécie em que ocorre apenas uma geração por ano.

Urócito Célula do corpo gorduroso, conhecida também por célula de urato, com grande concentração de ácido úrico no citoplasma.

Urogonfos Par de prolongamentos fixos ou articulados do segmento IX (Coleoptera).

Urômero Segmento abdominal.

Urosternito O esterno ou esclerito ventral do urômero (Lepidoptera).

Útero Em Dípteros vivíparos, porção anterior da câmara genital, onde ocorre o desenvolvimento das larvas.

V

Vagina Derivado da câmara genital, muitas vezes formado por uma cobertura foliácea receptora do edeago.

Valvas Três pares de estruturas que formam a bainha e peças perfuradoras do ovipositor.

Valvífero Escleritos basais do ovipositor; o primeiro valvífero está relacionado ao segmento abdominal VIII e o segundo valvífero, ao segmento abdominal IX.

Válvula Uma estrutura que permite fluxo direcional em um vaso ou canal, fechando e impedindo o fluxo no sentido inverso.

Vanal Relativo à área vanal ou vano.

Vano Área expandida do clavo na asa posterior, também denominada de área vanal.

Veia Estrutura tubular que gera sustentação e enrijecimento à asa; derivada de locais específicos da cutícula, onde duas camadas de integumento mantêm-se separadas e com cutícula mais espessa e dura.

Veia espúria Dobra ou linha da superfície da asa que lembra uma veia; falsa veia (às vezes, na literatura, *vena spuria*).

Veia umeral Veia transversal na região anterior na base da asa.

Venação Conjunto de veias.

Ventrículo O mesmo que mesêntero.

Ventrito Uma parte esclerotizada ventral do corpo do inseto.

Vermiforme Com aparência de verme, sem pernas.

Vértice Porção superior da cabeça, entre os olhos, a fronte e o occipício. Em insetos de cabeça prognata, o vértice está na porção posterior da cabeça, onde estão os ocelos.

Vésica O pênis ou a porção terminal do edeago (Lepidoptera).

Vesícula Um pequeno saco, bexiga ou cisto.

Vesícula-pênis Ver *saco genital*.

Vesiculiforme Em forma de vesícula.

Vestíbulo Porção anterior da vagina (Lepidoptera).

Vetor Animal que carrega um patógeno, que causa doença em outra espécie.

Vibrissas Cerdas faciais curvas mais desenvolvidas posicionadas ventralmente (Diptera).

Vicariância A existência de táxons filogeneticamente próximos em áreas disjuntas, que foram separadas pela formação de uma barreira natural. O processo que dá origem a esse padrão.

Virga Parte distal do duto ejaculatório (Dermaptera).

Vitelário Porção proximal do ovaríolo, que contêm as células germinativas.

Vitelo Reserva nutritiva do ovo, a partir da qual o embrião se alimenta.

Vitelogênese Processo de formação do vitelo.

Vitelogeninas Principais proteínas que formam o vitelo.

Vômer Estemito IX dividido transversalmente e esternito X frequentemente modificado em um esclerito triangular (Phasmatodea).

Vulva Abertura externa da câmara genital ou da vagina.

X

Xilófago Que se alimenta de madeira.

Referências Bibliográficas

Capinera, J.L. (editor). 2008. **Encyclopedia of Entomology**, 2ª edição. Berlim, Springer, 2580 p.

Gordh, Gordon. 2003. **A Dictionary of Entomology**. Wallingford, CABI Publishing, 1040 p.

Torre-Bueno, J.R. 1989. **The Torre-Bueno Glossary of Entomology**, 2ª edição. New York, New York Entomological Society, 840 p.

ÍNDICE TAXONÔMICO

Reginaldo Constantino

Aaroniella 433, 435
Abelona 282
Abraeinae 484
Abtrichia 621
Acaenitinae 582
Acalyptratae 120, 704–706, 710, 730–733
Acanaloniidae 361, 363, 365, 368
Acanthaclisini 541
Acanthaegilips 594
Acanthagrion 250–251, 254
Acanthagrion gracile 254
Acanthagrion taxaense 250
Acanthametropidae 238
Acanthocnemidae 464
Acanthopidae 323, 327–329, 747, 751
Acanthopinae 329
Acanthopria 590
Acanthops 323, 328–329
Acanthops falcata 328
Acanthopteroctetidae 635–636
Acanthopteroctetoidea 629–630, 635–636
Acanthoscelio 593–594
Acanthosomatidae 371, 375, 391–392
Acanthosomatinae 391
Acanthostichus 584
Acartophthalmidae 705
Acercaria 89–90, 107
Acerentomidae 198–200
Acerentomoidea 199–200
Acharia 659
Acharia rufescens 659
Acherontides 208
Acherontides eleonorae 208
Acherontini 669
Achilidae 359, 361, 363–364, 366, 583
Achilixiidae 361, 363, 366
Achoropsyche 621
Achroblatta 343
Aclerda 353
Aclerda takahashii 353
Aclerdidae 350–351, 353
Aclopidae 492
Aclopinae 492
Acontiinae 678
Acontiothespinae 329
Acontiothespis 747, 751
Acontiothespis concinna 747, 751
Acontista 328–329
Acontista concinna 328
Acontistinae 329
Acordulecera 574
Acostatrichia 621
Acraga 657
Acrididae 23, 48, 271–273, 276–281, 286
Acridinae 276, 278
Acridoidea 277–278, 281
Acridoxeninae 282
Acroceridae 705, 709, 719
Acrocinus longimanus 453
Acrolepiidae 635, 644, 648–649, 651
Acrolophidae 635, 643, 647, 649, 654
Acrolophus 647, 654
Acrolophus cossoides 654
Acromyrmex 14
Acroneuriinae 259–260
Acronictinae 662, 678
Acrotelsa 229
Acrotelsa collaris 229
Acrotrichinae 486
Actaletidae 206
Actinote 660
Actinote carycina 660
Aculagnathidae 510
Aculeata 73, 92–93, 554–557, 560, 562–565, 582, 585, 597–598, 600, 729, 758
Acyphoderes 521
Acyphoderes aurulentus 521
Adelgidae 350–352
Adelidae 627, 635, 642, 645
Adelinae 645
Adelopsis 487
Adelosgryllus 275
Adelosgryllus rubricephalus 275
Adelpha 660
Adelpha malea 660
Adephaga 67, 455, 457–460, 463–467, 482
Aderidae 464, 477, 518
Aderus 518
Adhemarius 658, 669
Adhemarius eurysthenes 658
Adiheterothripidae 412, 415
Adoratopsylla 696, 699
Adrolampis 286
Aecothea 733
Aedes 148, 250, 717
Aegialitidae 517
Aegialitinae 517
Aegimia 282
Aenictopecheidae 371–372, 375
Aenictopecheinae 376
Aeolothripidae 409–410, 412–416, 418–419
Aepophilidae 371
Aesalinae 490
Aeschnosoma 254
Aeschnosoma forcipula 254
Aeshna 251
Aeshna eduardoi 251
Aeshnidae 245, 248–249, 251, 254
Aeshnoidea 249, 251
Aetalion 365
Aetalionidae 360–361, 363, 365, 414
Afreminae 518
Afrocimicinae 384
Afrotachardina 55
Aganacris 275, 283
Agaonidae 562–563, 573–574, 595–596, 600
Agaoninae 596
Agapetinae 620
Agapophytinae 721
Agaristinae 677–678
Agathemera 291, 294
Agathemera crassa 291
Agathemeridae 291–294
Agathemerodea 290, 292
Agathidiinae 580
Agathiphagidae 627, 635
Agathiphagoidea 629, 635–636
Agathomyia 724
Agathomyia argentata 724
Agdistinae 663
Agelaia 154
Agelaia pallipes 154
Ageniellini 588
Aglaopteryx 342
Agleninae 517
Agliinae 668
Aglossata 635–636
Aglycyderinae 523
Agonosoma 394
Agonosoma flavolineatum 394
Agonoxeninae 655
Agraeciinae 282
Agrias 4, 660
Agrias claudina 660
Agrilaxia 495
Agrilinae 494
Agrilus 494
Agriopocorinae 397
Agrius 658, 669
Agrius cingulata 658, 669
Agroecomyrmecinae 587
Agromyzidae 2, 579, 703, 705–706, 713, 732
Agrotis 144, 639, 664
Agrotis ipsilon 144, 639, 664
Agryotipidae 580
Agrypninae 498, 500, 502
Agrypnini 498
Agyrtidae 464
Aides 658
Aides aegita 658
Aididae 635, 644, 657, 659
Aidos 657

Aidos amanda 657
Aidos yamouna 657
Akapalinae 597
Akodon 699
Alabama 639
Alabama argillacea 639
Albardia 542
Albardia furcata 542
Albardiinae 541–542
Alcaeorhynchus 393
Alcestis 368
Alcestis intans 368
Aleochara 489
Aleochara lateralis 489
Aleocharinae 463, 487–489
Aleurocanthus 145
Aleurocanthus woglumi 145
Aleuropteryginae 543
Aleurothixus 352
Aleurothixus floccosus 352
Alexiidae 464
Aleyrodidae 145, 350–352, 543, 592, 600
Aleyrodoidea 350–351
Algete 285
Alienatinae 376
Alisotrichia 613, 621
Alkindus 395
Allantinae 574
Allantonematidae 417
Alleculidae 515
Alleculinae 516, 519
Allidiostomatinae 492
Allocoris 395
Allotrichotriura 229
Allotrichotriura saevissima 229
Allotropa 592
Allotropa scutellata 592
Almeidiini 383
Alouattamyia 159–160
Alouattamyia baeri 160
Alphelixia 343
Alterosa 620
Alticini 458–459
Alucita 656, 663
Alucita coffeina 663
Alucitidae 635, 641, 645, 656, 663
Alucitoidea 628, 635, 662
Alvarengaia 343
Alvarenganiellinae 504
Alydidae 371, 375, 397
Alydinae 397
Alysiinae 579
Amalthocinae 506
Amarodytes 480
Amarodytes duponti 480
Amazonatolica 621
Amazonentulus 199
Amazonentulus amazonicus 199
Amazonentulus brasilianus 199
Amazonentulus hagmannarum 199
Amazonentulus ovei 199
Amazonina 342
Amblycera 91, 440–447
Amblyopinus 487
Amblyoponinae 588
Ambonembia 267, 269
Ambositrinae 590
Ambrysus 381
Ambulycini 669
Ameletidae 238
Ameletopsidae 238
Ameromyia 541
Ameropterus 542
Ametropidae 238
Amisega 292, 559
Amiseginae 583
Amitermes 229, 320
Amitermes amifer 320
Amitermitinae 316–317
Ammophila 726, 747
Ammophila gracilis 726
Amnestinae 391
Amnestus 391
Amobia 726
Amoea 542
Amorphoscellidae 327
Amphibiocorisae 376
Amphicrossus 510
Amphicyrtinae 494
Amphientometae 427–428
Amphientomidae 424–428, 430
Amphientomoidea 428
Amphiesmenoptera 93, 101, 108
Amphimoea 669
Amphimoea walkeri 669
Amphipsocidae 424–427, 429, 432–433
Amphipterygidae 249, 252–253
Amphisbatidae 635
Amphix 512
Amphizoidae 464
Amphypyrinae 662, 677
Ampulex 585
Ampulicidae 563, 565, 570, 585
Amydetinae 500
Amynothrips 417
Amynothrips andersoni 417
Amyssonotum 395
Anacharitinae 593–594
Anacroneuria 258, 260
Anagasta 639
Anagasta kuehniella 639
Anajapygidae 86, 216
Analetrididae 238
Anamorphinae 511
Anaplecta 333, 335–336, 341
Anaplecta pulchella 335–336
Anaplectidae 333, 335–339, 341
Anaplectinae 336, 338, 341
Anareolatae 291–294
Anaspididae 518
Anaspidinae 518
Anastatus 598
Anastrepha 139, 144, 730–731
Anastrepha fraterculus 144
Anataelia 299, 303
Anataeliinae 303
Anaticola 448
Anaticola anseris 448
Anaulacomera 282
Anaxipha 276, 284
Anaxyelidae 563
Anaxyeloidea 563–564
Anchieta 2, 13, 544
Anchitrichia 621
Anchytarsinae 496
Ancistrogaster 304
Ancistrogastrinae 304
Ancistropsyllidae 694
Andesembiidae 266, 268
Andesianidae 635
Andesianoidea 635, 637
Andreninae 586, 747
Andrewarthaia 413
Andrewarthaia kellyana 413
Anelpistina 229
Anelpistina spelaea 229
Angelinae 330
Anisacanthidae 292
Anischinae 497
Anisembia 264
Anisembia vetehae 264
Anisembiidae 265–269
Anisocentropodinae 621
Anisolabididae 299, 301–303
Anisolabis 303
Anisolabis maritima 303
Anisopinae 382
Anisopodidae 156, 705, 708, 714, 716
Anisops 61
Anisoptera 50, 246–252, 254–255
Anisopygia 337
Anisopygia decora 337
Anisosphaeridae 486
Anisozygoptera 249
Ankylopterygini 540, 543
Annulipalpia 616–617
Anobiidae 455, 464, 471, 476, 503, 506
Anobiinae 504
Anoeciidae 350, 352
Anomalinae 570
Anomalobittacus 685
Anomaloninae 581
Anomalopsyche 622
Anomalopsychidae 616, 619, 622
Anommatidae 509
Anommatinae 510
Anomoeotidae 635
Anomosetidae 635, 644
Anopheles 6, 172, 250, 717
Anopheles lutzi 6
Anopheles maculipennis 172
Anoplischius 501
Anoplischius boraceiensis 501
Anoplodermatinae 520–521
Anoplotermes 3, 229, 314, 316
Anoplotermes pacificus 3
Anoplura 7, 91, 386, 440–447
Anostostomatidae 273–274, 276–277, 280–281
Antarctoecia 622
Antarctoecia brasiliensis 622
Antarctoperlaria 259
Antarctophthirus 443, 449
Antelientomidae 199
Anteoninae 583
Antequerinae 652
Anthelidae 636, 667
Anthicidae 456, 464, 476–477, 517–518
Anthicinae 518
Anthidiini 586
Anthoboscinae 589
Anthocoridae 371–372, 374, 383–384
Anthocorini 383
Anthomyiidae 705, 711, 724, 729
Anthomyzidae 705
Anthonomus 145
Anthonomus grandis 139
Anthophila 585
Anthribidae 456, 461, 464, 469, 522, 525
Anthribinae 523
Anticarsia 148, 639, 677
Anticarsia gemmatalis 148, 639, 677
Antillocorini 396
Antilopsocus 431
Antipaluria 267
Antipodoeciidae 616
Antiteuchus 393
Antliahininae 524
Antliophora 93–94, 101
Antrax 720, 723
Anurogryllus 274–275, 278, 283
Aonidiella 172
Aonidiella aurantii 172
Aotiella 448
Apachyidae 301
Apanteles 598
Apataniidae 616
Apatelodidae 667
Apatelodinae 650, 658, 667–668
Apatesonini 366
Apateticinae 488
Apatophyseinae 520
Apaturinae 660, 672–673
Aphanocephalinae 510
Aphanocephalus 510
Aphelinidae 563, 565, 573, 596–597, 600–601
Aphelocheiridae 371–372
Aphelonotinae 386
Aphelonotus 386
Aphelopinae 583
Aphelopus 559
Aphemogryllus 284
Aphemogryllus gracilis 284
Aphidae 600
Aphididae 12, 185, 350–352, 511, 579
Aphidiidae 579
Aphidiinae 577, 579, 600
Aphidoidea 70, 349–352, 359, 463, 466

Aphis 352
Aphis gossypii 352
Aphodiinae 456–457, 492–493
Aphrophoridae 361–362, 364
Apicotermes 317
Apicotermitinae 313–314, 316, 319
Apidae 167, 507, 544, 553–554, 556, 562–563, 567, 571, 578, 584–585, 598, 729, 747, 751, 755
Apidaurus 397
Apiformes 585
Apinae 586
Apioceridae 705
Apiomerini 388–389
Apiomerus 388–389
Apiomerus rubrocinctus 389
Apionidae 523
Apioninae 523–524
Apis 36, 166–167, 585
Apis mellifera 166–167, 585
Aploglossinae 496
Apochrysinae 543–544
Apocrita 554–564, 575, 577, 591, 599, 760, 762
Apoderidae 523
Apoditrysia 635, 637, 661
Apodryininae 583
Apoica 747
Apoica pallens 747
Apoidea 5–6, 11, 556–557, 562–565, 575, 582, 585, 755
Apophorhynchus 731
Apoprogoninae 674
Apotetamenus 282
Apozygidae 579
Aprostocerus 598
Apsilocephalidae 705
Aptera 84
Apterobittacus 685
Apteropanorpa 684
Apteropanorpidae 685–686
Apterygota 57, 84, 168, 759, 762
Aptopus 501
Arachisothrips 413
Arachisothrips millsi 407, 413
Arachnocampa 715
Arachnocoris 385
Aradidae 371–372, 390
Aradoidea 371-372, 390
Araecerus 523
Araecerus fasciculatus 523
Araeopidiinae 496
Araeopteroninae 677
Araripemyrmecophilops 285
Araripemyrmecophilops gracilis 285
Archaeatropidae 427
Archaeidae 119
Archaeorrhyncha 348, 361
Archembia 265, 267, 269
Archembia bahia 269
Archembia batesi 269
Archembia dilata 269
Archembia kotzbaueri 265, 269
Archembia paranae 269
Archembiidae 263, 265–269
Archeococcoidea 353, 357
Archeocrypticidae 464, 477, 513, 515
Archichauliodes 551
Archidermaptera 301
Archimandrita 342
Archipseudophasmatidae 290, 292
Archipsocidae 426–429, 434
Archipsocopsis 434
Archipsocus 434
Archipsyllidae 424
Archisepsis 731
Archisepsis discolor 731
Archostemata 455, 457–460, 464–467
Arcoclypea 576
Arctiinae 629, 639, 662, 667, 676–678
Arctoperlaria 259–260
Arctopsychinae 620
Areolatae 290–293
Argia 249, 254
Argia lilacina 254
Argidae 558, 560, 563, 569, 574
Argyresthiinae 651
Arilus 389
Arixenia 301
Arixenia esau 301
Arixeniidae 301
Arixenina 301–302
Armitermes excellens 311
Arnoldidae 350
Arrhenophanes 647, 654
Arrhenophanes perspicilla 647, 654
Arrhenophanidae 635, 643, 647, 649, 654
Arrhopalites 203, 209–210
Arrhopalitidae 206–208, 210
Arsenura 668
Arsenura sylla 668
Arsenurinae 658, 668–669
Artace 667
Artematopidae 497–498
Artematopodidae 464, 473, 497
Artematopodinae 497
Artematopus 497–498
Artematopus discoidalis 498
Arthropleidae 238
Arthropleona 207
Ascalaphidae 537–542
Ascalaphinae 542
Ascalobyas 542
Ascalorphne 542
Aschiphasmatidae 292
Aschiphasmatoidea 292, 294
Ascodipteron 724
Ascotrichia 621
Aseminae 520
Aseucina 343
Asienthomidae 424
Asilidae 703, 705, 710, 720–721, 723, 761
Asiloidea 705–706
Asiopsocidae 427, 429, 432
Asiopsocoidea 429
Asopinae 390, 392–393
Aspicerinae 593–594
Aspidiphoridae 507
Aspidytidae 464
Astatinae 586
Asteia 732
Asteia plaumanni 732
Asteiidae 705, 711–712, 732–733
Asteoinea 705
Asterolecaniidae 350, 352, 354
Asterolecanium 354
Asthenochrysa 543
Asthenochrysa viridula 543
Asthenopus 237, 239–241
Asthenopus curtus 237, 239–240
Astropetaliidae 249
Astylus 508
Astylus cyanerythrus 508
Astylus gayi 508
Atanatolica 621
Atarsocoris 392
Atelestidae 705
Ateliinae 499
Atelocerata 83
Ateluridae 86, 227
Atelurina 229
Atelurina pernambucensis 229
Atelurinae 225, 227–229
Aterpinae 524
Ateuchus 493
Ateuchus mutilatus 493
Athericidae 705, 709, 718, 722
Atherimorpha 718
Atherix 718
Athyreinae 491
Atlantitermes 319
Atomariinae 509
Atomosia 720, 723
Atoposea 664
Atopsyche 620
Atractocerinae 505
Atractocerus 460, 505–506
Atractosomus 505
Atriplectididae 616, 619, 621
Atropetae 427–428
Atta 14, 171, 229, 343, 587, 589, 734
Atta sexdens 139, 171
Attacus 668
Attageninae 502
Attaphila 343
Attelabidae 464, 469, 523
Attelabinae 523
Atteva 651, 654
Atteva pustulella 651, 654
Attevinae 651
Atticola 344
Atticolidae 344
Attini 562, 587
Aubehydrinae 482
Auchenorrhyncha 2–3, 9, 11, 38, 48, 52, 91, 193, 348, 361–362, 364, 371, 523, 583, 750–751
Audreia 343
Augochloropsis 747
Augochloropsis cupreola 747
Aulacidae 563, 569, 578
Aulacigastridae 705
Aulacocyclinae 490
Aulacothrips 414, 419
Aulacothrips dictyotus 414, 419
Aulonium 517
Aulonothroscus 497
Austeroleon 541
Australembiidae 266, 268
Australimyzidae 705
Australosymmerus 115
Austrjapyx 215
Austrjapyx autuorii 215
Austrjapyx bitancourtii 215
Austrjapyx chapecoi 215
Austrjapyx neotropicalis 215
Austrjapyx rochalimai 215
Austrjapyx travassosi 215
Austrocodus 591
Austrocodus patagonicus 591
Austrocynipidae 563, 593
Austrogastrura travassosi 201
Austroniidae 563
Austroperlidae 259
Austrosaginae 282
Austroserphinae 591
Austrotachardia 55
Austrotinodes 619
Automeris 666, 668
Autostichidae 635
Autrjapyx teutonius 215
Auzeinae 674
Axiidae 636
Axioidea 636–637
Axymyidae 705
Axymyiomorpha 705
Ayeshaepsylla 697
Aylacini 593
Azochis 639
Azochis gripusalis 639
Azophorini 396
Bacillidae 292
Bacilloidea 292
Bacillometra 378
Bactericera 359
Bactericera solani 359
Bactridium 507
Bactrocera 145, 730
Bactrocera carambolae 145, 730
Bactrodes 388
Bactrodinae 387–388
Baculentulus 199
Baculentulus becki 199
Baculentulus tuxeni 199
Baetidae 233, 235–238, 240–242
Baetiscidae 238
Baetoidea 237
Bagisara 662
Bagisara repanda 662
Bagisarinae 662, 678

Bahiaxenidae 747, 749–751
Bahiaxenos 747, 751
Bahiaxenos relictus 747, 751
Balgus 498, 501
Banchinae 570, 581–582
Banchini 582
Banisia 665
Banisia myrsusalis 665
Barbarochthonidae 616
Baridinae 525
Baroniinae 671
Barypenthus 614–616, 619, 621
Barypenthus concolor 614–615, 621
Basileura 646
Basileura elongata 646
Basilia 724
Batrachedra 655
Batrachedra nuciferae 655
Batrachedridae 635, 653
Batrachedrinae 653–655
Bedelliidae 635, 648
Beesoniidae 347, 350, 352–354
Behningiidae 238
Belapha 431
Belaphopsocus 431
Belaphotroctes 431
Belidae 464, 469, 523
Belinae 523
Belohinidae 464
Belonoptera 665
Belonoptera patercula 665
Belonopterigini 543
Belopria 578
Belopria nitidior 578
Belostoma 379
Belostomatidae 370–371, 373, 379–380
Belostomatinae 379
Belvosia 729
Belvosia bicincta 729
Belytinae 590
Bembecinus 584
Bembicinae 586
Bemisia 352
Bemisia tabaci 352
Bennini 367
Benoistella 276
Beraeidae 616
Berberentulus 199
Berberentulus huetheri 199
Berberentulus nelsoni 199
Berberentulus travassosi 199
Bergininae 513
Berothidae 538–541, 544–545
Berytidae 371, 375, 395
Berytinae 395
Bethylidae 9, 556, 563, 565, 567, 569–570, 576, 582–583
Bethylinae 567, 583
Betrichia 621
Bezzimyia 726
Bibionidae 703, 705, 709, 714
Bibionomorpha 120, 130, 705–706
Biblidinae 634, 645, 660, 671–673
Biguembia 267, 269
Biguembia cocum 269
Biguembia multivenosa 269
Biguembia obscura 269
Bionoblatta 342
Biphyllidae 459, 464, 475, 509, 512
Bittacidae 76, 684–686
Bittacus 683–685, 687
Bittacus angrensis 684
Bittacus aripuanaensis 684
Bittacus blancheti 684
Bittacus boraceiensis 684
Bittacus brasiliensis 684
Bittacus brunnipennis 685
Bittacus diversinervis 684–685
Bittacus femoralis 683, 684
Bittacus flavescens 684
Bittacus froehlichi 684
Bittacus geniculatus 684
Bittacus latreillei 684
Bittacus maculosus 684
Bittacus omega 684
Bittacus pintoi 684
Bittacus willmanni 684
Biturritiinae 363
Blaberidae 333–338, 340–342, 344
Blaberinae 334–335, 337, 340, 342
Blaberoidea 338
Blaberus 337, 342
Blaberus giganteus 337
Bladina 367
Blaptica 342
Blaptostethini 383
Blaste 434
Blasticotomidae 563
Blastopsylla 359
Blastopsylla occidentalis 359
Blatta 334, 338, 340–341
Blatta orientalis 338, 340–341
Blattella 334, 338, 343–344
Blattella germanica 334, 338, 344
Blattellidae 333–338, 340–341, 343
Blattellinae 338, 343–344
Blattidae 28, 336–337, 339–341
Blattinae 340
Blattinopsodea 99–100
Blattodea 89, 170
Blaudinae 391
Blaudini 391
Bledius 463
Blennocampinae 574
Blephariceridae 705, 707–708, 717
Blephariceromorpha 705–706
Blepharopus 620
Bleptina 664
Blissinae 370, 395–396
Blissus 396
Blissus leucopterus 396
Bocchinae 583
Boganiidae 464
Bohartillidae 749
Bolbocaffer 491
Bolboceras 491
Bolboceratidae 464, 468, 491
Bolboceratinae 491
Bolboceridae 491
Boletobiinae 677
Bolitophilidae 115, 705
Bombus 729
Bombycidae 630, 636, 638, 643, 650, 658, 667, 677
Bombycinae 658, 668
Bombycoidea 75, 630, 636–638, 640, 667–668
Bombycomorpha 667
Bombyliidae 337, 704–706, 709–710, 720–721, 723
Bombyx 638, 658, 668
Bombyx mori 638, 658, 668
Bonagota 639
Bonagota salubricola 639
Boopidae 442–443, 445, 448
Borboridae 733
Boreidae 93, 684–686, 695
Boridae 464
Bostrichidae 455, 458, 463–464, 471, 474–475, 503, 505, 575–576
Bostrichiformia 464, 502
Bostrichinae 503, 505
Bostrichoidea 464, 502, 504
Bostrychidae 503
Bostrychopsis 505
Bostrychopsis uncinata 505
Botanochara 523
Bothrideres 510
Bothrideridae 459, 463–464, 475, 509
Bothriderinae 463, 510
Bothriocera 366
Botrytis 416
Botrytis cinerea 416
Bourletiellidae 206, 208, 210
Bovicola 449
Bovicolinae 448
Bovidae 449
Brachininae 482
Brachodidae 635, 643, 654, 659
Brachodinae 659–660
Brachybaenus 282
Brachycentridae 616
Brachycera 73, 130, 160, 590, 704–706, 708, 720, 722–724, 726–728
Brachycistidinae 589
Brachycodilla 657
Brachycola 342
Brachylabidinae 303
Brachylabis 303
Brachymeria 597
Brachymesia 252
Brachymesia herbida 252
Brachymetra 377
Brachypsectridae 464
Brachystethus 393
Brachystomatidae 705
Brachystomellidae 202, 204, 206–208, 210
Brachytarsos 523
Braconidae 147, 427, 466, 557, 562–563, 568, 570, 577–579, 598–600, 659
Braconinae 579
Bradynobaenidae 563, 586–587
Bradypodicola 639
Bradypodicola hahneli 639
Bradyporinae 282
Brahmaeidae 636
Brarus 522
Brarus mystes 522
Brasilaphis 352
Brasilaphis bondari 352
Brasilembia 269
Brasilembia beckeri 269
Brasilentulus 199
Brasilentulus huetheri 199
Brasileon 541
Brasilidia 198–199
Brasilidia auleta 198
Brasilidia tropica 199
Brasilocaenis 236, 241
Brasilocaenis irmleri 236
Brathinidae 487
Braula 733–734
Braula coeca 733–734
Braulidae 195, 705, 713, 733
Bredinia 621
Brentidae 464, 469, 482, 522–523, 525
Brentinae 523-524
Brethidae 523
Brevicoryne 352
Brevicoryne brassicae 352
Brontinae 508
Brontocoris 393
Brontocoris tabidus 393
Brontostoma 387–388
Brontostoma bahiensis 387
Brucheiserinae 543
Bruchelidae 522
Bruchidae 521, 598
Bruchinae 459, 521–523
Bruchomyiinae 718
Brunneria 329–330
Brunneria subaptera 329
Bryocorinae 384–385
Bryoplathanon 253
Bryopsocidae 427
Bucculatricidae 635, 641, 645, 647
Bucculatrix 647
Bucephalacris 272 *Bucephalacris bohlsi* 272
Bucolion 341
Buenoa 61, 382
Bunyaviridae 416
Buprestidae 461, 464, 469, 472, 494–495, 575–576, 578
Buprestinae 494–495

Buprestoidea 464, 494
Buyda 545
Byrrhidae 464, 472, 494–495
Byrrhinae 494
Byrrhinus 495
Byrrhoidea 461, 464, 494
Byrsopterix 621
Byturidae 464
Cacodminae 384
Caeciliusetae 427–428, 431
Caeciliusidae 425–427, 429, 431–433
Caeciliusoidea 429
Caelifera 90, 272–280, 721, 751
Caenidae 236, 238–241
Caenis 235, 238–241
Caenis cuniana 235
Caenocholax 746–747, 750–751
Caenocholax brasiliensis 747
Caenocholax fenyesi 747, 750
Caenoidea 237–239
Cahita 343
Calamoceratidae 616, 619, 621
Calamoceratinae 621
Calendridae 524
Calhypnorna 343
Caligo 660
Caligo martia 660
Caliscelidae 361, 363, 366, 368
Calitinae 505
Callaphididae 350
Callatolmis 659
Callibaetis 235, 240, 242
Callidulidae 636
Calliduloidea 636–637
Callinaginae 672
Callipappidae 350
Calliphora 157–158
Calliphora vicina 158
Calliphoridae 76, 156–157, 161, 182, 701, 705–707, 711, 725–726, 729
Calliphorinae 157
Callirhipidae 464, 472, 494, 496–497
Callirhipis 496–497
Callirhipis goryi 496
Callitrichidae 124, 126
Callizygaeninae 656
Callopistria 662
Callopistria floridensis 662
Caloblatta 344
Calochominae 499
Calocidae 616
Calomantispinae 544
Calonecrinae 507
Caloneurodea 99–100
Calophya 359
Calophya terebinthifolii 359
Calophyidae 350, 352, 359
Calopodinae 516
Calopsocidae 426–427
Calopteron 499, 502
Calopteron brasiliense 502
Calopterygidae 245, 248–250, 252–253
Calopterygoidea 249, 252
Calosotinae 598
Calpinae 662, 677–678
Calymniode 662
Calymniode conchylis 662
Calyptratae 120, 703–706, 710, 729
Camaria 519
Camaria gibbosa 519
Camarochilus 386
Camiarinae 486
Camillidae 705
Caminicimex 384
Campodea 215
Campodea ameghinoi 215
Campodea mineri 215
Campodeidae 86, 215–218
Campodeoidea 216
Camponotus 229
Campopleginae 581
Campsurus 235–241
Camptonotus 282
Campylocia 231, 236–239, 241
Campylocia anceps 239
Campylocia bocainensis 238
Campyloxeninae 498
Canaceoides 726, 733
Canaceoides angulatus 726, 733
Canacidae 705, 713, 726, 733–734
Canopidae 371, 375, 391-392
Canoptila 620
Canopus 391
Cantacaderinae 374, 390
Cantharidae 459, 461, 464, 470–471, 477, 500, 502, 504
Cantharinae 502
Cantharoidea 497
Canthon 492
Canthyloscelidae 705
Canuleius 291
Capniidae 259
Caprilesia 389
Carabidae 8, 14, 55, 455–459, 461–464, 467, 481–482
Carabinae 483
Carapacea 238–239
Carayonemidae 350–351, 354
Carcinognathus 497
Carcinophora 303
Carcinophoridae 303
Carcinophorinae 303
Cardiochilinae 580
Cardiophorinae 498, 501–502
Cardioptera 326, 329–330
Cardioptera brachyptera 326, 329
Cardiorhininae 501
Cardiorhinus 501
Cardiostethus 383
Cariblatta 341
Cariblattoides 341
Carliella 282
Carnidae 705
Camoidea 705
Carobiinae 543
Carphuridae 506
Carpophilinae 507, 510
Carpophilus 507
Carposina 656, 664
Carposina cardinata 656
Carposina engalactis 664
Carposinidae 636, 643, 656, 664
Carrionia 368
Carsidaridae 350
Carteria 55
Carthaeidae 636, 667
Carvalhoia 395
Carvalhoiella 381
Caserus 513
Cassidinae 12, 462–463, 522–523
Castniidae 145, 635, 639, 643, 654, 659
Castniinae 659
Castniini 659
Catarrhini 445
Catasticta 658
Catasticta bithys 658
Cathedra 366
Cathedra serrata 366
Catocalinae 662, 665, 677–678
Catogenidae 508
Catogenus 510
Catogenus castaneus 510
Catopocerinae 486
Catopochrotidae 509
Caviidae 699
Cavognathidae 464
Cebidae 449
Cebidicola 449
Cebrionidae 498
Cebrioninae 463, 498
Cecidomyiidae 145, 577, 592, 596, 599–601, 703–708, 714–715, 757
Cecidoses 646
Cecidoses eremita 646
Cecidosidae 635, 642, 646, 654
Celadonia 497
Celyphidae 705
Cemiostominae 651
Cenocoeliinae 579
Centris 553, 729
Centrocorisa 380
Centromacronema 620
Cephalobyrrhinae 495
Cephalocoema 285
Cephalocteinae 370, 391
Cephalophaninae 510
Cephaloplectidae 486
Cephaloplectinae 486
Cephidae 563
Cephisus 364
Cephisus siccifolius 364
Cephoidea 563–564
Ceracini 661
Ceraeochrysa 543
Ceraia 274
Ceraia cornutoides 274
Cerambycidae 5, 8, 11–15, 454–456, 463–466, 469, 473, 508, 518, 520–521, 575–576, 578, 585, 589
Cerambycinae 456, 520–521
Cerapachyinae 588
Ceraphron 559, 576–577
Ceraphron sylviae 577
Ceraphronidae 559, 563, 565, 569, 576–577
Ceraphronoidea 558, 560, 562–565
Cerastipsocus 423, 426
Cerataphis 353
Ceratinoptera 342
Ceratitis 145, 148, 730
Ceratitis capitata 145, 148, 730
Ceratocampinae 650, 658, 668–669
Ceratocanthidae 464, 468, 491
Ceratocombidae 371, 373, 376
Ceratocombus 376
Ceratophyllidae 694, 696, 699
Ceratophylloidea 694
Ceratopogonidae 10, 93, 702, 705, 707–708, 716
Ceratopogoninae 716
Ceratotrichia 621
Ceratozygum 393
Cercobrachys 241
Cercometes 507
Cerconota 655
Cerconota anonella 655
Cercophaninae 668
Cercopidae 13, 361–362, 364, 723, 735
Cercopoidea 361–362, 364, 765
Cernotina 620
Cerobasis 430
Cerobasis guestfalica 430
Cerococcidae 350–351, 354–355
Cerococcus 355
Ceromitia 645
Ceropalinae 588
Cerophytidae 464, 474, 497
Ceroplastes 355
Ceroplastinae 355
Cerura 662
Cerura splendens 662
Cerylidae 510
Cerylonidae 456, 461–462, 464, 470, 475, 509–510
Ceryloninae 510
Cetherinae 388
Cetoniidae 492
Cetoniinae 492–493
Ceuthobiella 344
Chaeteessa 327–329
Chaeteessa filata 328
Chaeteessidae 325, 327–329
Chaetocanthinae 491
Chaetodus 491
Chaetopodella 728, 733
Chaetopodella biseta 728, 733
Chaetosomatidae 464
Chaetotroctes 431
Chaitophoridae 350, 352

Chalcedectinae 600
Chalcedectus 561
Chalcididae 563, 572, 594, 596–598
Chalcidini 597
Chalcidoidea 194, 417, 466, 556–560, 562–565, 568, 578, 590, 593, 595–600, 695, 762
Chalcimerini 600
Chalcodryidae 464
Chalcolepidius 502
Chalcolepidius zonatus 502
Chalcopteryx 250, 253
Chalcopteryx rutilans 253
Chalcosiinae 656
Chamaemyiidae 596, 600, 705, 711, 731
Chaoboridae 705, 708, 717
Chaoborinae 717
Chaoborus 65
Characidae 126–127
Charaxinae 634, 660, 671–673
Charideinae 665
Charimachilis 222
Charipinae 593–594
Charmatometrinae 377–378
Chasmosacci 278, 285
Chathamiidae 616
Chauliodinae 550–551
Chauliognathidae 500
Chauliognathinae 502, 504
Chauliognathus 504
Chauliognathus flavipes 504
Cheirocerus 723
Cheirocerus palmaticornis 723
Cheirochelinae 381
Chelicerca 269
Chelicerca rioensis 269
Chelicerca rondonia 269
Chelisoches 303–304
Chelisoches mori 303–304
Chelisochidae 299, 301–304
Chelonariidae 464, 472, 496
Chelonarium 497
Cheloninae 579–580
Chelopistes 448
Chelopistes meleagridis 448
Chiastomyaria 88
Chiastopsylla 694
Chilelimnophila 704
Chilelimnophila lyra 704
Chiletricha 715
Chilocentropos 619
Chilocorinae 511
Chiloeidae 495
Chiloxanthinae 383
Chimabachidae 635
Chimaeropsyllidae 694
Chimarra 620
Chimarrinae 620
Chionopsychinae 667
Chiromyza 591
Chiromyza vittata 591
Chiromyzinae 591, 719
Chironomidae 93, 120, 248, 260, 479, 550, 703, 705, 707–708, 716
Chironomoidea 705
Chironomus 45
Chlamisinae 8
Chlasmydopsinae 484
Chlidanotinae 661
Chlorocyphidae 249
Chlorolestidae 249
Chloronia 547–549, 551
Chloronia hieroglyphica 548–549
Chloroperlidae 259
Chloropidae 156, 600, 705, 711–712, 714, 728, 733–734
Choeradodinae 330
Choeradodis 329–330
Choeradodis laticolis 329
Cholevinae 486–487
Chondrosteginae 667
Choraginae 523
Choreutidae 635, 640, 656, 661
Choreutinae 661
Choreutoidea 635, 651
Chorisoneura 341–342
Choristidae 684–686
Chromacris 275, 279
Chromacris speciosa 279
Chromatoclothoda 266–267, 269
Chromatoclothoda elegantula 269
Chromatonotus 343
Chrysauginae 650, 665–666
Chrysididae 292, 559, 563, 565–566, 570, 576, 582–583
Chrysidinae 583
Chrysidoidea 563–565, 582–583
Chrysis 576
Chrysoecia 664
Chrysoecia scira 664
Chrysolampinae 599
Chrysomelidae 8–9, 12, 15, 455, 458–459, 461–466, 469, 521, 523, 592
Chrysomelinae 463, 522
Chrysomeloidea 459, 461, 464, 518, 521–522, 638
Chrysomya 156–157, 707, 725
Chrysomya albiceps 156–157
Chrysomya megacephala 157, 707
Chrysomya putoria 156–157, 707
Chrysomyinae 157
Chrysopa 48, 543–544, 590
Chrysopeleiinae 652–653
Chrysoperla 543
Chrysopidae 537–541, 543–544, 590
Chrysopilus 718, 722
Chrysopinae 543
Chrysopini 543
Chrysopolominae 658
Chryxinae 387–388
Chryxus 388
Chyliza 728
Chyromyidae 705
Cicadellidae 142, 347, 360-363, 365, 583, 590, 657, 723
Cicadellinae 365
Cicadelloidea 361–362, 364
Cicadidae 359–362, 364, 657
Cicadoidea 361–362
Cicadomorpha 348, 361–362, 657
Cicindelidae 482
Cicindelinae 14, 48, 458, 481, 483, 589
Ciidae 463–464, 474–475, 513, 515
Ciinae 513
Cillaeinae 507, 510
Cimbicidae 555–556, 563, 569, 574
Cimex 384
Cimex lectularius 384
Cimicidae 371, 374, 383–384
Cimicinae 384
Cimicomorpha 369–372, 383, 390
Cinara 353
Cinara atlantica 353
Circolabia 304
Cisidae 513
Cixiidae 361, 363, 366, 368, 583
Cladiopsocidae 427, 429, 432–433
Cladiopsocus 432–433
Cladochoristidae 614
Cladomorphus 291
Cladomorphus phyllinus 291
Cladotominae 496
Clambidae 462, 464
Clarazella 286
Clastoptera 364
Clastopteridae 361–362, 364
Clastopteromyia 735
Claudiella 478
Clavicornia 506
Cleonyminae 598–599
Cleptinae 583
Cleridae 459, 462, 464, 474, 505, 508
Clerinae 506
Cleroidea 464, 505–506
Climacia 543
Climaciella 537, 545
Clinidium 481–482
Clinidium costatum 482
Clinodiplosis 715
Clothoda 267, 269
Clothoda nobilis 263
Clothodidae 263–269
Clusiidae 705, 712, 726, 732
Clypeorrhyncha 348, 361
Clystopsenella 576, 585
Cneoglossa 496
Cneoglossidae 464, 472, 496
Coccidae 10, 350–351, 354–355, 523
Coccidulinae 513
Coccinella 514
Coccinella ocelligera 514
Coccinellidae 76, 456, 459, 462–466, 470, 511, 513–514
Coccinellinae 511, 513–514
Coccivora 383
Coccoidea 8–9, 12, 42, 55, 193, 195, 349–351, 357, 359, 411, 463, 466, 511, 543, 577, 596–597, 600
Cochliomyia 157–158
Cochliomyia hominivorax 157–158
Cocytocampa 215
Cocytocampa brasiliensis 215, 747
Coeliadinae 670
Coelolepida 635–636
Coelomera 523
Coelomera lanio 523
Coelopidae 705, 712, 732
Coelostomidiidae 350–351, 354–355
Coenagrionidae 246, 248–250, 252, 254
Coenagrionoidea 249, 252
Coenaletidae 206
Coenosopsia 711, 725
Coleophora 654–655
Coleophoridae 635, 638, 642, 653
Coleophorinae 654–655
Coleopterida 94
Coleopterocoris 382
Coleorrhyncha 91, 348, 371
Coletinia 229
Coletinia brasiliensis 229
Coletiniinae 228–229
Coliadinae 650, 658, 671–672
Colias 658, 671
Colias lesbia 658, 671
Colletinae 578, 586
Collophoridae 206
Colobasiastes 395
Colobathristes 395
Colobathristidae 371, 375, 395
Colobathristinae 395
Colobogaster 494
Colobogaster cyanitarsis 494
Colobura 660
Colobura dirce 660
Coloburiscidae 238
Coloninae 486
Colonomyia 715
Coloradia 668
Colpocephalum 448
Colpocephalum turbinatum 448
Columbicola 448
Columbicola columbae 448
Colydiidae 509, 514
Colydiinae 482, 503, 515, 517
Colymbetinae 480, 482
Colyrini 482
Compsocidae 426–428, 430–431
Compsocteninae 647
Compsocus 430–431
Compsocus elegans 431
Conchaspididae 350–351, 354, 356
Conchaspis 356
Condica 662
Condica stelligera 662

Condicinae 662, 679
Condylognatha 91
Conganteoninae 583
Coniopterygidae 194, 538–541, 543
Coniopteryginae 543
Coniopteryx 543
Conocephalinae 277, 282
Conoderinae 525
Conoderus 498
Conoderus scalaris 498
Conoesucidae 616
Conopidae 705, 712, 729
Conopinae 729
Conopoidea 705
Conotelus 510
Constrictotermes 315–316
Constrictotermes cavifrons 315
Contulma 622
Contulma tijuca 622
Conura 594
Convexitermes 171
Convexitermes nigricornis 171
Coolooldidae 277
Copaxa 669
Copelatinae 482
Copeognatha 424
Copiocerinae 278
Copiopteryx 668
Copiopteryx jehovah 668
Copiopteryx semiramis 625
Copiphorinae 282
Copiphorini 274
Copobaeninae 518
Copocentra 648
Copocentra porphyropis 648
Copris 492
Copromorphidae 636, 643, 656, 663
Copromorphoidea 636–637, 640, 663
Coptera 590
Coptodisca 645
Coptopsyllidae 694
Coptotermes 171, 317, 319
Coptotermes gestroi 317
Coptotermes havilandi 171, 317
Coptotermes testaceus 319
Corcyra 666
Corcyra cephalonica 666
Cordulecerus 542
Cordulegastridae 249
Cordulegastroidea 249
Corduliidae 249–250, 252, 254–255
Coreidae 370–371, 375, 394, 397
Coreinae 397
Coreoidea 371, 374, 390
Corethrella 707
Corethrellidae 705, 707–708, 717
Corimelaenidae 394
Corimelaeninae 391, 394
Corioxenidae 746–747, 749–751
Corioxenos 75
Corixidae 371, 373, 379–380
Corixinae 380
Corizidae 397
Cornitermes 179, 315–317, 319–320
Cornitermes bequaerti 315
Cornitermes cumulans 179, 315–317, 319
Cornops 278, 286
Cornops aquaticum 278
Coronidia 674
Corrachiinae 673
Corrodentia 424
Corticariinae 513
Corydalidae 547–551
Corydalinae 550–551
Corydalus 548–551
Corydalus affinis 547, 549
Corydalus amazonas 549
Corydalus armatus 549
Corydalus arpi 549
Corydalus australis 549
Corydalus batesii 549
Corydalus cephalotes 549
Corydalus corripienes 549
Corydalus diasi 549
Corydalus hecate 549
Corydalus hieroglyphica 549
Corydalus nubilus 548–550
Corydalus pennyi 549
Corydalus plaumanni 549
Corydalus tridentatus 549
Corylophidae 456, 462, 464, 470, 475, 513, 515
Corylophinae 513
Corylophodes 513
Corynetidae 505
Coryphaca 432
Coryphaeschna 252
Coryphaeschna perrensi 252
Coryphoridae 236, 238–241
Coryphorus 236, 238–239, 241
Coryphorus aquilus 236, 238–239, 241
Cosmiella 304
Cosmiellinae 304
Cosmogeracinae 304
Cosmogerax 304
Cosmopterigidae 635, 638, 642, 651–653
Cosmopteriginae 652–653
Cosmopteryx 653
Cosmotoma 521
Cosmotoma setifer 521
Cossidae 76, 628, 635, 641–642, 650, 656, 660–661
Cossinae 661
Cossoidea 635
Cossonidae 524
Cossoninae 524–525
Cossulinae 661
Cossyphodidae 515
Cossyphodinae 515
Cotaena 654
Cotaena media 654
Cotesia 147
Cotesia flavipes 147
Crabronidae 558, 560, 563, 565, 571, 576, 578, 584–586, 598–599, 726
Crabroninae 586
Crabronini 586
Crambidae 147, 636, 643, 650, 656, 665–666
Crambinae 650, 656, 666
Craneopsylla 692, 696, 698
Craneopsylla minerva 696, 698
Craneopsylla minerva minerva 689, 692
Cranidium gibbosum 289
Cratomacer 522
Cratomelus 273–274
Cratosomus 525
Cratosomus flavofasciatus 525
Crawfordia 747
Crawfordia acincta 747
Crawfordia lopesi 747
Cremastinae 581
Crepidochares 647
Cretostylops 746, 749–750
Cretostylops engeli 746, 749
Crinodes 662
Crinodes besckei 662
Crinopterygidae 635
Criocerinae 522
Crocidinae 721
Crowsoniellidae 464
Crowsonius 507
Cryphocricinae 381
Cryphocricos 381
Cryptalyra 577
Cryptanura 561
Cryptarchinae 507
Cryptembia 269
Cryptembia amazonica 269
Cryptembia paraensis 269
Cryptembia rondonia 269
Cryptinae 580–582
Cryptocephalinae 461–463, 522
Cryptocercidae 338
Cryptocercus 90, 316, 338
Cryptochetidae 705
Cryptoclothoda 267, 269
Cryptoclothoda spinula 269
Cryptolestes 509
Cryptomeridae 493
Cryptophagidae 464, 475, 509
Cryptophaginae 509
Cryptophilinae 509
Cryptophthalma 497
Cryptorhynchinae 526
Cryptosacci 278, 286
Cryptotermes 171, 316–319
Cryptotermes brevis 316–318
Cryptotermes havilandi 171
Cryptovelia 378
Ctenarytaina 359
Ctenarytaina eucalypti 359
Ctenidiinae 514
Ctenidiosomus 696
Ctenipocoris 381
Ctenisolabis 303
Ctenocephalides 691–694, 697–698
Ctenocephalides felis 693, 698
Ctenocephalides felis felis 689
Ctenoceratinae 588
Ctenolepisma 229
Ctenolepisma burmanica 229
Ctenolepisma longicaudata 229
Ctenolepisma rothschildi 229
Ctenolepisma targioniana 229
Ctenopelmatinae 582
Ctenophthalmidae 694, 696, 699
Ctenophthirus 450
Ctenostylidae 705, 711, 730–731
Ctenostylum 731
Ctenuchidae 499
Cubacubaninae 228–229
Cuclotogaster 448
Cuclotogaster heterographus 448
Cucujidae 462, 464, 474, 508, 512
Cucujiformia 94, 460–462, 464–465, 502, 504
Cucujoidea 460–461, 464, 493, 506, 510
Cuculliinae 678
Culex 717
Culicidae 6, 148, 248, 250, 701, 703, 705–706, 708, 717
Culicoidea 705
Culicoides 716
Culicomorpha 130, 705–706
Cummingsia 448
Cupedidae 462, 464–465, 467, 478
Cupesidae 478
Curculionidae 6, 11–12, 14, 139, 143, 145, 182, 453, 455–456, 458, 463–465, 469, 484, 503, 507, 509, 513–514, 521, 524–525, 589, 592, 595, 598
Curculioninae 525–526
Curculionoidea 456, 459, 461–462, 464, 518, 522–523, 638
Curetinae 673
Curicta 381
Curtonotidae 705, 712, 735
Curtonotum 735
Curtonotum cuthbertsoni 735
Cuterebridae 725
Cuterebrinae 159, 725–727, 729
Cyamops 733
Cybalomiinae 666
Cybocephalidae 507
Cybocephalinae 507
Cyclaxyridae 464
Cyclidiinae 674
Cyclocephala 492
Cyclorrhapha 53, 55, 71, 73, 120, 484, 590, 704–706
Cyclotornidae 635, 638, 657
Cydamus 397
Cydia 638–639, 656, 661
Cydia araucariae 638–639
Cydia pomonella 639, 656, 661

Cydnidae 370–371, 375, 391, 394
Cydninae 391–392
Cydnoides 395
Cyladidae 523
Cyladinae 524
Cylapinae 384–385
Cylindrachetidae 277
Cylindroderus 501
Cylindroderus indutus 501
Cylindrogaster 303
Cylindrogaster gracilis 303
Cylindrogasterinae 303
Cylindrostethinae 377
Cylindrostethus 377
Cylindrotermes 320
Cylindrotettix 286
Cylindrotomidae 705, 714
Cymatiainae 380
Cyminae 395–396
Cynipencyrtus 600
Cynipidae 562–563, 572, 593, 599
Cynipini 593
Cynipoidea 558, 560, 563–565, 590, 593
Cyphoderidae 206, 208–209
Cyphoderus 210
Cyphonidae 493
Cyphonocerinae 500
Cyphothyrea 393
Cypselosomatidae 705, 713, 727
Cyranotermes 314–316, 319
Cyranotermes timuassu 315–316
Cyrestinae 660, 672–673
Cyrilliotermes 320
Cyrnellus 620
Cyrtacanthacridinae 278
Cyrtidae 719
Cyrtocoridae 392
Cyrtocorinae 372, 393
Cyrtocoris 393
Dacnidae 509
Dacnusiinae 579
Dacoderidae 517
Dacoderinae 517
Dactylopiidae 350, 352, 354, 356
Dactylopius 55, 356
Dactylopius ceylonicus 356
Dactylopius coccus 356
Dalbulus 750
Dalbulus maidis 750
Dalcera 657
Dalcera abrasa 657
Dalceridae 628, 635, 644, 649, 654–655, 657, 659
Dalcerides 657
Dalcerides ingenita 657
Dalcerina 657
Dalcerina tijuca 657
Dalmanniinae 729
Damasippoididae 292
Damerothrips 419
Danaceinae 506
Danainae 629, 634, 652, 660, 671–672
Danascelinae 511
Dardarina 658
Dardarina amadryas 658
Dasciliformia 492
Dascillidae 464
Dascilloidea 464, 493
Dasineura 707
Dasineura gigantea 707
Dasiops 729
Dasyblatta 343
Dasyceridae 487
Dasycerinae 488
Dasydemella 433
Dasydemellidae 427, 429, 432
Dasyheleinae 716
Dasyleptus 97, 220
Dasyomma 718
Dasyonyginae 448
Dasypsocus 432
Dasytidae 506
Dasytinae 506
Dayakiellinae 395
Decamerinae 505
Decliniidae 464
Delamarentulus 198–199
Delamarentulus tristani 199
Delognatha 519
Delphacidae 361, 363, 366–367, 583, 723, 747
Deltocephalinae 365
Dendroblatta 343
Dendrocerus 577
Dendrocerus sylviae 577
Dendroleontini 541
Dendrophilinae 485
Dendrothripinae 410, 415, 419–420
Denisiella 203
Denticollinae 499, 501
Dentispicotermes 320
Dentispicotermes globicephalus 320
Dentridactylus 279, 285
Dentridactylus denticulatus 279
Deoclonidae 635, 642, 653
Deocloninae 653
Deois 364
Deois schach 364
Depranicinae 544
Depressariinae 655
Deraeocorinae 384–385
Deraspiella 285
Derbidae 359, 361, 363, 366–367
Derecyrta 560, 575–576
Derecyrta araucariae 575
Dermatobia 158–159, 725
Dermatobia hominis 158–159, 725
Dermestes 502, 505
Dermestes maculatus 502, 505
Dermestidae 76, 293, 456, 462, 464, 466, 471–472, 502–503, 505
Dermestinae 502, 505
Dermestoidea 502
Derodontidae 456, 458, 464
Derodontoidea 464
Deroplatidae 327
Descampsacris 286
Desmometopa 734
Desmometopa m-nigrum 734
Deuterocopinae 663
Deuterophlebiidae 705
Diadocidia 715
Diadocidiidae 705, 707, 709, 715
Diamminae 589
Diamphidicus 115
Diamphipnoidae 259
Diaperinae 516, 519
Diaphania 656
Diaphania nitida 656
Diaphanopterodea 99, 100
Diapheromeridae 290–292, 294
Diapheromerinae 294
Diaphorina 143, 359
Diaphorina citri 143, 359
Diaprepocorinae 380
Diapriidae 562–565, 568–569, 572, 584, 590
Diapriinae 590
Diapriini 590
Diaprioidea 590
Diascopoea 395
Diaspididae 350–351, 355–356
Diastata 735
Diastatidae 705, 712, 735
Diatraea 9, 54, 147, 302, 639, 666
Diatraea saccharalis 9, 147, 302, 639, 666
Dibelona 282
Dicaminus 621
Dicellurata 216–217
Dichelacera 171
Dichogaminae 666
Dicondylia 25, 100, 226
Dicopomorpha 555
Dicopomorpha echmepterygis 555
Dicranoses 646
Dicromantispa 545
Dicronychidae 498
Dicteriadidae 249, 252–253
Dicterias 253
Dicterias atrosanguinea 253
Dictyopharidae 361, 363, 366–368, 747
Dictyoptera 31, 89–90, 100, 106, 317, 335
Dictyopterida 89–90
Dicyrtomidae 203, 206, 208, 210
Dihoplotermes 320
Dihoplotermes inusitatus 320
Dilaridae 538–542, 544
Dilobitarsus 502
Dilobitarsus abbreviatus 502
Dilophonotini 669
Dimarella 541
Dimares 538, 541
Dimares elegans 541
Dinidor 392
Dinidor mactabilis 392
Dinidoridae 371, 375, 392
Dinidorinae 392
Dinidorini 392
Dinjapygidae 216
Dinoderinae 503, 505
Dinoderus 503, 505
Dinoderus minutus 503, 505
Diopsidae 705, 731
Diopsoidea 705
Dioptinae 662, 676
Dipetalonema 446
Dipetalonema reconditum 446
Diphlebiidae 249–250
Diphtera 662
Diphtera festiva 662
Diphterinae 662, 678
Diphyllidae 509
Diphyllostomatidae 464
Diplatyidae 297–298, 300–303
Diplatys 297, 300
Diplatys ugandanus 300
Diplazontinae 580, 582
Diplectroninae 620
Diplectrus 518
Diplectrus vicinus 518
Diplocoelus 509, 512
Diprionidae 563, 583
Dipseudopsidae 616
Dipsocoridae 371
Dipsocoromorpha 370–372, 376
Diradius 267, 269
Diradius plaumanni 269
Diradius pusillus 269
Dirhinus 597
Dirphia 638, 658
Dirphia araucariae 638
Discocephalinae 392–393
Discocephalini 393
Discocoris 390
Discogastrella 728
Discogastrella gruenbergi 728
Discoloma 510, 512
Discoloma modestum 512
Discolomatidae 464, 475, 510, 512
Discolomatinae 510
Discolomidae 510, 512
Discothyrea 592
Discothyrea sexarticulata 592
Dismorphiinae 650, 660, 671–672
Dissochaetus 487
Dissochaetus villosus 487
Disteniidae 464, 469, 520
Ditomotarsinae 391
Ditomotarsini 391
Ditomyiidae 115, 121, 126, 705, 707, 709, 715
Ditrigoniophthalmus 222
Ditrysia 628, 631–632, 635, 637, 646, 651
Diversitermes 319
Diversitermes diversimiles 319
Dixidae 705, 707–708, 717
Dixiella 717
Dognina 662
Dognina bleura 662

Doidae 636, 676
Dolabellopsocidae 427, 429, 431, 433
Dolabellopsocus 432–433
Dolichiella 384
Dolichoderinae 588
Dolichopodidae 703, 705, 709–710, 722–723
Dolichorhinotermes 319
Dolonembia 267, 269
Dolonembia taripae 269
Dolophilodes 620
Dolophilodes sanctipauli 620
Dolosidae 510
Domenechus 543
Donaciinae 521
Doradoblatta 342
Dorcatominae 504
Doru 301–302, 304
Doru lineare 302
Doryctinae 579
Doryxephalus 747
Douglasiidae 635
Doxocopa 660
Doxocopa linda 660
Doydirhynchinae 522
Draconia 656, 665
Draconia fenestra 665
Draconia lineigera 656
Drepanacrinae 543
Drepanepteryginae 543
Drepanicinae 544–545
Drepanicus 545
Drepanidae 636, 641, 660, 674
Drepaninae 674
Drepanoidea 636–637, 674
Drepanosiphidae 350–352
Drilidae 464
Drosophila 47, 50, 54, 125, 158, 166, 702, 707, 733, 735, 765
Drosophila ararama 733
Drosophila melanogaster 158, 702, 707, 735
Drosophilidae 8–9, 145, 156–158, 702, 705, 707, 712, 733, 735
Drosophiloidea 705
Dryadaulinae 646
Dryinidae 559, 562–563, 565, 568, 570, 576, 582–583, 590, 765
Dryininae 583
Dryinus 576
Dryomyzidae 705, 712, 731
Dryophilinae 504
Dryophthorinae 524
Dryopidae 456, 464, 472, 495
Dryopoidea 494–495
Dudgeoneidae 635, 660
Dudusinae 662, 676
Dufouriellini 383
Dyctiopsocus 434
Dyctiopsocus pennicornis 423, 434
Dynamopodinae 492
Dynastes 492
Dynastes hercules 492
Dynastinae 492–493
Dysdercus 397
Dysidinae 503
Dysmicoccus 358
Dysmicoccus brevipes 358
Dysmorphocerinae 502
Dysonia 283
Dysoniini 282
Dytiscidae 458, 464, 467, 479–480, 598
Dytiscinae 480, 482
Eacles 658
Eacles ducalis 658
Ecdytolopha 639, 661
Ecdytolopha aurantiana 639
Ecdytolopha aurantianum 661
Echetlus 292–293
Echetlus evoneobertii 292–293
Echinophthiriidae 443, 445, 447, 449
Echinopsalis 303
Echmepteryx 426, 430
Echymiidae 699
Eciton 229, 729
Ecitoninae 337, 587
Ecnomidae 616, 618–619, 621
Ecrectica 648
Ecrectica fasciata 648
Ectaetia 716
Ectatoderus 285
Ectatomma 597
Ectatomminae 588
Ectobiinae 338
Ectognatha 30, 84–85, 95, 105
Ectopsocidae 427, 429, 433–434
Ectopsocopsis 434
Ectopsocus 434
Ectopsocus pacificus 434
Ectrephidae 503
Ectrichodiinae 387–388
Edessa 393–394
Edessa bubalus 347
Edessinae 392–394
Efflagitatus 495–496
Efflagitatus freudei 495–496
Egoliinae 505
Eicissus 364
Eidmanacris 276, 284
Eidmannia 389
Elacatidae 517
Elacatis 518
Elacatis ruficornis 518
Elachistidae 635, 642, 654–655
Elachistinae 655
Elachyleon 541
Elaphrinae 482
Elasmodema 388
Elasmodeminae 387–388
Elasmopalpus 666
Elasmopalpus lignosellus 666
Elasmus 597–598
Elateridae 8, 455–458, 460–464, 466, 470–471, 497–498, 500–502
Elateriformia 460–461, 464–465, 492, 497
Elaterinae 499, 501
Elateroidea 458, 464, 497
Electrentomidae 427–428, 430–431
Electrentomoidea 428
Electrentomopsis 430
Electribiinae 497
Electrococcidae 350
Elenchidae 747, 749–751
Elenchus 747, 750–751
Elenchus japonicus 750
Elenchus tenuicornis 750
Elephantomyia 714
Eleticinae 517
Eleusinini 489
Elipsocidae 424, 427, 429, 433, 435
Ellipes 285
Ellipura 85, 95, 100, 105, 206
Elmidae 463–464, 473, 494–496, 550
Elmididae 494
Elminae 494–496
Elminthidae 494
Elmohardyia 720, 724
Elmohardyia congruens 720, 724
Elodidae 493
Elsianus 496
Elvisurinae 394
Elythomerinae 496
Emargininae 593–594
Embidina 264
Embidopsocopsis 431
Embidopsocus 426, 431
Embiidae 266, 268
Embiidina 106, 264, 277
Embiodea 264
Embiophilinae 386
Embolemidae 563, 569–570, 582–583
Embolemus 583
Embolyntha 267, 269
Embolyntha braziliensis 269
Embolyntha guyana 269
Emesinae 387–389
Empelidae 487
Empelinae 488
Empheriidae 427
Empididae 55, 705, 709–710, 721–723
Empidoidea 705–706, 710
Empis 723
Empusidae 327
Enantia 660
Enantia clarissa 660
Encyrtidae 562–563, 565, 573, 595–598, 600
Endecatomidae 464
Endecatominae 503
Endecous 272–273, 284
Endecous aguassay 272–273
Enderleina 257, 260
Enderleinella 432
Enderleinellidae 444–445, 447, 449
Enderleinellus 444, 449
Endomychidae 459, 464, 470, 475, 510, 512
Endomychinae 511
Endopterygota 98, 411
Endromidae 636
Eneoptera 274, 276, 283
Eneoptera surinamensis 274, 276, 283
Eneopteridae 274, 276–277, 281, 283
Enhydrus 480
Enhydrus tibialis 480
Enicocephalidae 371, 373, 375–376
Enicocephalinae 376
Enicocephalini 376
Enicocephalomorpha 369–372
Enicocephalus 376
Enithrares 382
Enneboeus 513
Enneboeus brasilianus 513
Ennominae 662, 675
Enopliinae 506, 508
Ensifera 90, 272–279, 281
Entanoneura 545
Entedoninae 598
Enthacanthodes 274
Entiminae 524–526
Entognatha 26, 30, 35, 84–85, 95, 765
Entomobryidae 201, 204–206, 208–209
Entomobryomorpha 202–203, 205–207
Eois 675
Eois tegularia 675
Eomeropidae 684–686
Eopterum 86
Eopterum devonicum 86
Eosentomidae 199–200
Eosentomoidea 199–200
Eosentomon 199–200
Eosentomon caatingae 199
Eosentomon curupira 199
Eosentomon hoogstraali 199
Eosentomon huetheri 199
Eosentomon proximum 199
Eosentomon wygodzinskyi 199
Eotrechinae 377–378
Epermeniidae 635, 641, 662
Epermenioidea 635, 663
Ephemerellidae 238
Ephemerelloidea 237–239, 241
Ephemerida 105
Ephemeridae 231, 235, 237–241
Ephemeroidea 237–239
Ephemerythidae 238
Ephydridae 156, 703, 705, 712, 714, 728, 734–735
Ephydroidea 705
Epichrysomallinae 596
Epicopeiidae 636, 674
Epilachna 466, 514

Epilachnidae 511
Epilachninae 511, 514
Epilampra 336, 338, 342
Epilampra amapae 336
Epilampra irmleri 338
Epilamprinae 337, 342
Epimetopinae 481, 484
Epimetopus 463, 481
Epimetopus trogoides 481
Epiophlebiidae 249–250
Epipaschiinae 665–666
Epiphloeinae 506
Epiplatea 730
Epiplatea hondurana 730
Epiplema 662
Epiplema incendiata 662
Epipleminae 674–675
Epipleoneura 253–254
Epipleoneura hylaeus 254
Epipleoneura manauensis 253
Epipocinae 511–512
Epipsocetae 424, 427–428
Epipsocidae 426–428, 431–432
Epipsocus 431
Epipyga 364
Epipyga tenuifasciata 364
Epipygidae 361–362, 364–365
Epipyropidae 635, 638, 644, 655, 657
Epistenia 594
Epitragus 519
Epitragus aurulentus 519
Epitroctes 430–431
Epyrinae 583
Erebinae 652, 662, 677–678
Erechthiinae 646, 648
Eremiaphilidae 327
Eremoleon 541
Eremoneura 705–706
Eremopsocus 435
Eremopsocus mockfordi 435
Erethistes 598
Erethistes lateralis 598
Eriaporinae 596
Erinnyis 13, 669
Erinnyis ello 13, 669
Eriococcidae 350, 352, 355–356
Eriococcus 356
Eriocottidae 635, 643, 645, 647
Eriocottinae 647
Eriocraniidae 635–636
Eriocranioidea 629, 632, 635–636
Eriopinae 662, 678
Erirhininae 525
Eristalinae 724
Erithrothrips 419
Emobiinae 504
Erosomyia 145
Erosomyia mangiferae 145
Erotinae 499
Erotylidae 462, 464, 476, 509, 512
Erotylinae 509, 512
Erotylus 512
Erotylus histrio 512
Erugissa 364
Erysphindus 507
Erythrochrus 664–665
Erythrodiplax 249, 252, 255
Erythrodiplax umbrata 249, 252
Esarcinae 513
Eschatocerini 593
Eschatocerus 593
Esphalmeninae 303
Esphalmenus 303
Estenorrhinus 525
Estenorrhinus angulicollis 525
Ethmiinae 655
Etiella 666
Etiella zincknella 666
Euaesthetinae 489
Eublaberus 337, 342
Eublemma 664
Eublemma minima 664
Eublemminae 638, 664, 678
Euborellia 301, 303
Euborellia moesta 303
Eubrianacinae 496
Eubriidae 496
Eubriinae 496
Eucadrinae 504
Eucecidoses 646
Euceraia 275
Euceraia femorata 275
Euceraia rufovariegata 275
Eucerini 586
Euceroptrinae 593
Euceros 580
Eucerotinae 120
Eucharitidae 559, 563, 573, 594–595, 597, 599
Eucharitinae 597
Euchauliodidae 548
Euchirinae 492
Euchroma 494–495
Euchroma gigantea 494–495
Eucinetidae 456, 458, 464, 473, 493
Eucinetiformia 492
Eucinetoidea 493
Eucinetus 493
Eucnemidae 461, 464, 471, 473, 497, 499
Eucneminae 497
Eucoilinae 593
Euconnus 486
Eucryptotermes wheeleri 311
Eudaminae 650, 658, 670
Euderiinae 503
Eudermaptera 299, 301–302
Eudicronychinae 498
Eudocima 677
Eudromiella 343
Eufallia 515
Eufallia seminiveus 515
Eugerax 304
Eugerax poecilium 304
Euglenesidae 518
Euglenidae 518
Euglossa 729
Euglyphis 656, 667
Eugnominae 526
Euhologntha 259–260
Euhybos 724
Eukinolabia 89–90
Eulaema 729
Eulaemobothrium 448
Eulasiocolpus 384
Eulepidoptera 635
Eulichadidae 464, 494
Eulimnichus 495
Eulissus 487
Eulophidae 417, 562–563, 573, 596–597, 601
Eumastacidae 271, 277–281, 285
Eumastacoidea 277, 281
Eumenidae 726
Eumeninae 589–590, 598
Eumenotini 392
Eumetabola 81, 89, 100, 107
Eumolpinae 463, 522
Eumorpha 669
Eunausibius 511
Eunausibius lophius 511
Eunyctibora 344
Euparagiinae 589
Eupelmidae 563, 573, 594, 597–600
Eupelminae 598
Euphaeidae 249
Euphalerus 359
Euphalerus clitoriae 359
Euphorinae 579–580
Euphyllodromia 342
Eupsilobiinae 511
Eupterotidae 636
Eurata 662
Eurata herrickii 662
Eurema 671
Eurhizococcus 357
Eurhizococcus brasiliensis 357
Eurhynchidae 523
Eurhynchinae 524
Europs 507
Eurybrachidae 361
Eurycanthablatta 341
Eurycotis 340
Eurygeniinae 518
Euryischidae 596
Euryomma 725
Euryophtalminae 396
Eurypogonidae 497
Eurypus 518
Eurypus muelleri 518
Eurystethidae 517
Eurytoma 598
Eurytomidae 559, 562–563, 573, 594–595, 597–598
Euschemon 631, 670
Euschemoninae 670
Euselasiinae 652, 673
Eushelfordia 344
Eushelfordiella 344
Eusolenophora 384
Eustheniidae 259
Eusthenioidea 259–260
Eustrophinae 514
Eustrotiinae 664, 678
Eutelia 664
Eutelia abscondens 664
Euteliinae 664, 678
Euthlastoblatta 342
Euthyplocia 241
Euthyplociidae 231, 236–241
Euthyplocioidea 238
Euthyrrhapha 341
Euthyrrhapha pacifica 341
Euthyrrhaphinae 341
Eutonella 621
Eutrichophilinae 448
Eutrichophilus 449
Euxesta 731
Euxestidae 510
Euxestinae 510
Evania 578
Evania appendigaster 578
Evaniidae 559, 563, 569, 576, 578
Evanioidea 563–566, 578
Evenus 660
Evenus regalis 660
Evergestinae 666
Evocoidae 705
Evoplitus 123
Exallonyx 559, 584, 591
Exetasis 719
Exoporia 632, 635–636, 644
Exopterygota 98, 370
Fannia 159, 725, 729
Fannia canicularis 159
Fanniidae 156–157, 159, 705, 711, 725, 729
Farrodes 238
Fauriellidae 412, 415–416, 418
Fedtschenkiinae 589
Felicola 443, 449
Felicola subrostratus 443, 449
Fergusoninidae 705
Ferrojapyx 218
Ferrojapyx vivax 218
Figitidae 553, 559, 562–563, 565, 572, 593–594
Figitinae 593–594
Filolabia 304
Flatidae 361, 363, 365–368, 583
Flintiella 621
Foldicoccus 355
Foldicoccus monikae 355
Forcepsia 304
Forcipomyiinae 716
Forficula 36, 299–302, 304
Forficula auricularia 299–300, 302, 304
Forficulidae 297, 299, 301–304
Forficulina 301–302
Forficulinae 304
Formica 597
Formicidae 7–11, 14, 56, 139, 301, 554, 556, 558, 562–563, 565, 567–568, 571, 584, 587, 592, 747, 750, 758
Formicilabia 304

Formicinae 229, 588
Fornax 499
Fracticipita 694
Francisella 696
Francisella tularensis 696
Frankliniella 144, 413, 416
Frankliniella occidentalis 407, 413–414, 416
Frankliniella schultzei 144, 414, 416
Franklinothrips 414, 419
Fringillidae 343
Fulgora 359–360
Fulgora lanternaria 347, 360
Fulgoridae 347, 360–361, 363, 366–368
Fulgoroidea 193, 359, 361–362, 366, 368, 657
Fulgoromorpha 348, 361–362, 368, 657
Furcatergalia 238–239
Furnariidae 430
Galacticidae 635
Galacticoidea 635
Galerita 481
Galerita carbonaria 481
Galerucinae 522–523
Galgupha 394
Galiblatta 342
Galleriinae 665–666
Gallorommatidae 595
Galodoxinae 583
Gampsocorinae 395
Gampsocoris 395
Garsaurinae 391
Gasterophilidae 725
Gasterophilinae 159–160, 725–726
Gasterophilus 61, 160
Gasterophilus haemorrhoidalis 160
Gasteruptiidae 563, 570, 578
Gasteruptiinae 578
Gasteruption 578
Gauromydas 720–721, 723
Gauromydas heros 721
Gazerini 659
Gehringiinae 482
Gelastocoridae 370–371, 373, 379–380
Gelastocorinae 380
Gelastocoris 380–381
Gelechiidae 635, 638–639, 642, 645, 649, 651–653, 655
Gelechiinae 649, 651–652
Gelechioidea 635, 640, 651, 653, 655
Gengidae 361
Genisphindus 507
Geocorinae 390, 395–396
Geocoris 396
Geocorisae 370
Geometridae 48, 628, 633, 636, 638, 643, 645–646, 652, 662, 670, 674–675
Geometrinae 662, 675
Geometroidea 636–637, 640, 670, 674–675
Geopemphigus 353
Geopemphigus floccosus 353
Georissidae 483
Georissinae 484
Georyssidae 483
Geotrupidae 463–464
Gephyropsylla 697, 699
Geracinae 304
Gerax 304
Germarostes 491
Germarostes macleayi 491
Gerridae 370–371, 373, 377–378
Gerrinae 377–378
Gerromorpha 370–372, 376–379
Gerstaeckerella 545
Gibocercus 265, 267, 269
Gietellinae 506
Glaphyridae 464
Glaphyriinae 666
Glaresidae 464, 468, 491
Glaresis 491
Glena 662, 675
Glena bipennaria 662
Glena unipennaria 675
Glenurus 541
Gliricola 444, 448
Gliricola porcelli 444, 448
Glossata 635–636
Glosselytrodea 100
Glossinidae 705–706
Glossosomatidae 614, 616–621
Glossosomatinae 620
Glossotermes 319
Glossotermes oculatus 319
Glossotermes sulcatus 319
Glutophrissa 671
Glutophrissa drusilla 671
Glycaspis 359
Glycaspis brimblecombei 359
Glyphidocera 655
Glyphidoceridae 635, 642, 655
Glyphipterigidae 635, 644, 648, 651, 654, 661
Glyphipteriginae 648
Glyphipterix 648
Glypholomatinae 488
Gnamptogenys 584
Gnoristinae 716
Gnostidae 503
Gobyridae 705
Goeridae 616
Goiasatelura 229
Goiasatelura goianella 229
Goiasatelura goianensis 229
Goliathus 492
Goliathus goliathus 492
Gomphidae 248–249, 251, 254–255
Gomphocerinae 276, 278, 286
Gonatista 328–329
Gonatopodinae 583
Gongrocnemis 274–275
Gongrocnemis peruviana 274
Goniadera 519
Goniocotes 448
Goniocotes gallinae 448
Goniodes 446, 448
Goniodes dissimilis 448
Goniodes gigas 446, 448
Goniodidae 448
Gonipterinae 526
Gonolabis 301, 303
Gonolabis electa 301
Gorytini 586
Gracillariidae 145, 635, 639, 641, 645, 647–649
Gracillariinae 648
Gracillarioidea 635, 637, 640, 647–648
Grallipeza 730
Grallipeza scurra 730
Granara 350, 353, 355, 358
Graphocaecilius 433
Graphocaecilius pictus 433
Grapholita 639, 656, 661
Grapholita molesta 639, 656, 661
Graphopsocus 432
Graphopsocus mexicanus 432
Grassiella 229
Grassiella aepsera 229
Grassiella amazonica 229
Grassiella artipoda 229
Grassiella carioca 229
Grassiella negroensis 229
Grassiella praestans 229
Greenidea 352
Greenidea ficicola 352
Greenidea psidii 352
Greenideidae 350–352
Grimaldiellidae 350
Gripopterygidae 257–260
Gripopterygoidea 259–260
Gripopteryx 259–260
Grohnidae 350
Grumicha 614, 622
Grumicha grumicha 622
Grumichella 621
Gryllacrididae 277, 282
Gryllacris 273–274, 282
Gryllidae 167, 273–274, 276–277, 281, 283, 558, 588, 729
Grylliformida 90
Grylloblattaria 31, 89–90, 100, 106, 308
Grylloblattodea 90
Gryllocloniа 290
Gryllocloniа minima 290
Grylloidea 48, 274, 276–277, 279, 284
Gryllotalpidae 273, 275, 277, 279–280, 283, 589
Gryllotalpoidea 277
Gryllus 68, 273, 276, 278, 283
Guaranyperla 260
Guiglia 120
Gulgastruridae 206
Gumilla 542–543
Gumilla adspersus 543
Gurneya 343
Gymnandrosoma 148
Gymnandrosoma aurantianum 148
Gymnochthebius 485
Gynacantha 254
Gynaikothrips 408
Gyretes 479–480
Gyrinidae 48, 456, 458–459, 464–465, 467, 478, 480
Gyrininae 479
Gyrinus 479
Gyrophaenina 487
Gyropidae 439, 444–445, 447–448
Gyropsylla 359
Gyropsylla spegazziniana 359
Gyropus 444, 448
Gyropus ovalis 448
Gyropus parasetosus 444
Habrocerinae 487–488
Habrocytus 600
Habrocytus cerealella 600
Hadeninae 664, 679
Haematomyzidae 443, 445, 447, 449
Haematomyzus 443, 449
Haematomyzus elephantis 443, 449
Haematopinidae 441, 443, 445, 447, 449
Haematopinus 441, 443, 449
Haematopinus eurysternus 441, 449
Haematopinus quadripertusus 443, 449
Haematopinus suis 441, 449
Haematosiphoninae 384
Haetaerini 634
Haetera 660
Haetera piera 660
Haeterina rosea 245
Hagenulopsis 238
Hagenulopsis diptera 238
Hagiomantis 323, 329
Hagloidea 277
Halictinae 586, 747, 751
Halictophagidae 747, 749–751
Halictophagus 747–748, 750–751
Halictophagus ararensis 747–748
Halictophagus besucheti 747
Halictophagus insularum 747
Halictophagus lappidae 747
Halictophagus lopesi 747–748
Halictophagus naulti 750
Halictoxenos 747
Halictoxenos cupreola 747
Halictoxenos proditus 747
Halimococcidae 350
Haliplidae 457, 464, 467, 479, 481
Hallomeninae 514
Halobates 377
Halobatinae 377
Halobatopsis 377
Haloveliinae 379

Halteria 94, 108–109
Halticini 370
Halyini 394
Hamadryas 634, 660
Hamadryas februa 660
Hamearinae 673
Hammacerinae 387–388
Hammanococcidae 350
Hamophthiriidae 445
Hamotocellus 489
Hamotus 489
Hapithini 281, 284
Hapljapyx 215
Hapljapyx carinii 215
Hapljapyx lopesi 215
Hapljapyx meyerii 215
Haplocercata 89
Haplogleniinae 542
Haploglenius 542
Haplophallus 435
Haplostegus 574
Haplothrips 418
Hapsiferinae 646
Harmostes 398
Harpactorinae 388–389
Harpactorini 388
Harpagobaetis 236
Harpagobaetis gulosus 236
Harpalinae 463, 481, 483
Harrisonia 448
Haustelloidea 93
Hebridae 371, 373, 378
Hebrinae 378
Hebrus 378
Hechtiella 697, 699
Hechtiella lakoi 699
Hechtiella lopesi 699
Hechtiella nitidus 699
Hectopsylla 692, 694, 697–698
Hectopsylla psittaci 698
Hectopsylla pulex 692, 697–698
Hectopsyllinae 697–698
Hedylidae 625, 628, 631, 636, 641, 650, 658, 670
Hedyloidea 636–638, 670
Helaeomyia 703, 735
Helaeomyia petrolei 703, 735
Helcomyzidae 705
Helconinae 580
Heleocoris 381
Heleomyzidae 705, 712–713, 732–733
Helgaia 342
Helicoidea 120
Heliconiinae 634, 652, 656, 660, 671–673
Heliconius 656, 660
Heliconius erato 660
Helicophidae 616
Helicopsyche 622
Helicopsychidae 616, 619, 622
Helicoverpa 639
Helicoverpa zea 639
Heliocharis 253
Heliocharis amazona 253
Heliodines 654
Heliodinidae 635, 643, 648–649, 654
Heliothinae 639, 677, 679
Heliothrips 414, 420
Heliozelidae 635, 642, 645, 649
Hellica 391–392
Hellica nitida 391–392
Helminthidae 494
Helodidae 493
Helophoridae 483
Helophorinae 484
Heloridae 563, 566, 572, 590
Helorimorpha 75
Helorus 590
Helosciomyzidae 705
Helotidae 464
Helotrephidae 371, 374, 379, 381
Helotrephinae 381
Hematelura 229
Hematelura convivens 229
Hemerobiidae 538–543
Hemerobiiformia 540
Hemerobiinae 543
Hemerodromiinae 722
Hemiargus 660
Hemiargus hanno 660
Hemiblabera 342
Hemiceras 662
Hemiceras meona 662
Hemiceratinae 662, 676
Hemigryllus 274
Hemileucinae 639, 658, 668–669
Hemimeridae 301
Hemimerina 301–302
Hemimerus 301
Hemimerus hanseni 301
Heminyctibora 344
Hemiopinae 498
Hemipeplidae 517
Hemipeplinae 517
Hemipeplus 517
Hemiphlebiidae 249
Hemiphlebioidea 249
Hemipsocidae 427, 429, 434–435
Hemipsocus 434–435
Hemipsocus pretiosus 434
Hemipteroidea 98
Hemirhipidiinae 514
Hemistephanus 575
Henicocoridae 371
Hepatapsogaster sexsetosous 439
Hepatozoon 695
Hepatozoon erhardovae 695
Hepialidae 628, 630–632, 635, 642, 644, 654
Hepialoidea 629–630, 632, 635–636, 640, 644
Heptageniidae 237–238
Heptapsogasteridae 448
Heraclides 658, 671
Heraclides anchisiades 658
Heraclides thoas 671
Hermanella 237
Hermatobatidae 371
Hermetia 719
Hermetia illucens 719
Herminiinae 638, 664, 678
Hershkovitzia 724
Hesperiidae 628, 631, 636, 639–640, 646, 650, 658, 670
Hesperiiformes 670
Hesperiinae 650, 658, 670–671
Hesperioidea 636–638, 670
Hesperoctenidae 386
Hesperocteninae 386
Hesperoctenis 386
Hesperophasmatini 294
Hesticus 368
Hetaeriinae 485
Hetaerina 248, 250, 253
Heteragrion 251
Heteragrion obsoletum 251
Heteragrion petiense 251
Heterarthrinae 574
Heterobathmiidae 627, 635–636
Heterobathmiina 635–636
Heterobathmioidea 629, 635–636
Heterocampinae 662, 676–677
Heteroceridae 464, 472, 495–496
Heterocerinae 496
Heterocerus 495
Heterochroma 662
Heterochroma hadenoides 662
Heterocleptinae 378
Heterocorixa 380
Heterocorixinae 380
Heterodactyla 704–705
Heteroderes 502
Heterodoxus 442–443, 445–446, 448
Heterodoxus spiniger 442, 445–446, 448
Heterogamisca 337
Heterogamisca chopardi 337
Heterogynaidae 563, 585
Heterogynidae 635
Heterojapyx 215, 218
Heterolabis 303
Heterolepidella 229
Heterolepidella synoeketa 229
Heterolepidella termitobia 229
Heterolepisma 229
Heterolepisma trisetosa 229
Heteromera 513
Heteromyzidae 705
Heteronemiidae 291–294
Heteroponerinae 588
Heteroptera 9, 42, 48, 55, 58, 63, 66, 68, 72, 91, 123, 126, 169, 193, 195, 348, 370–372, 375, 383–384, 386, 390, 653, 751, 755–757, 759, 763
Heteropterinae 658, 670–671
Heteropterygidae 292
Heterotermes 317, 319
Heterotermes tenuis 317, 319
Heterothripidae 412, 414–415, 418–419
Heterothrips 419
Heterotricha 115
Hetrodinae 282
Hexacentrinae 282
Hexagenia 237–239, 241
Hexagenia albivitta 231, 237–239, 241
Hexapoda 24, 27, 29, 35, 81–85, 95–96, 100, 105, 168, 206, 220
Hiereoblatta 342
Hieroxestinae 646
Hilara 55
Hilarimorphidae 705
Hiletinae 483
Himantopteridae 635
Hintonia 478
Hippelates 734
Hippoboscidae 195, 443, 705, 710, 714, 724
Hippoboscoidea 705–706
Hippodamia 74
Histeridae 458, 462, 464, 473, 483–485
Histerinae 485
Histeroidea 483
Hobartiidae 464
Hodotermitidae 316–317
Hofmannophila 639
Hofmannophila pseudospretella 639
Holocompsa 341
Holocompsa nitidula 333
Holocompsinae 341
Hololepta 485
Hololepta quadridentatum 485
Holometabola 81, 89–94, 98, 100–101, 107, 411, 555, 686
Holometamorpha 411
Holopothrips claritibialis 407
Homalocoris 388
Homidiana 674
Homilopsocidea 427–428
Homoconnus 486
Homoegamia 341
Homoptera 91, 169, 348, 371, 762
Homotomidae 350
Hoplicnema 513
Hoplinus 395
Hoplophractis 659
Hoplopleura 443–444, 446, 449
Hoplopleura imparata 443, 446
Hoplopleuridae 441–442, 444–447, 449
Hoplopyga 493
Hoplopyga brasiliensis 493
Horaiellinae 718
Horelophinae 484
Horelophopsinae 484
Horismenus 598
Horistonotus 501–502
Hormaphididae 350–352
Hormetica 335, 339–340, 342
Hormetica laevigata 335
Hormiinae 579
Hormopsylla 694, 698

Hormopsylla fosteri 694, 698
Horvathinia 379
Horvathiniinae 379–380
Hyalophora 54
Hyalopteryx 276
Hyalopteryx rufipennis 276
Hyalymenus 397
Hyblaea 656, 664–665
Hyblaea puera 656, 664–665
Hyblaeidae 636, 641, 646, 656, 664–665
Hyblaeoidea 636–637, 665
Hybolabus 523
Hybolabus amazonicus 523
Hybophthiridae 445
Hybosoridae 464, 468, 491
Hybosorus 491
Hybosorus illigeri 491–492
Hybotidae 705, 710, 722, 724
Hydatothrips 420
Hydnocerinae 506
Hydraena 485–486
Hydraenidae 456, 461–462, 464–465, 469–470, 485–486
Hydraeninae 486
Hydrobiosidae 120, 616–621
Hydrocanthus 481
Hydrocanthus debilis 481
Hydrochidae 483
Hydrochinae 484
Hydrocleis 286
Hydrocleis nymphoides 286
Hydrometra 378
Hydrometridae 371, 373, 378
Hydrometrinae 378
Hydrophilidae 456, 461–465, 471, 473, 480–481, 483
Hydrophilinae 484
Hydrophilini 483
Hydrophiloidea 461, 464–465, 483
Hydrophilus 481
Hydroporinae 480, 482
Hydropsychidae 613, 615–621
Hydropsychinae 620
Hydropsychoidea 616
Hydroptila 621
Hydroptilidae 550, 613–614, 616–619, 621
Hydroptilinae 621
Hydroptilini 621
Hydroptiloidea 616
Hydrosalpingidae 616
Hydroscaphidae 464–465, 468, 478–479, 496
Hygrobiidae 464
Hygronemobius 284
Hylecoetinae 505
Hyles 669
Hylesia 638–639, 668
Hylesia vindex 638
Hylophilidae 518
Hymenolepis 696
Hymenolepis diminuta 696
Hymenomima 675
Hymenomima amberia 675
Hymenopodidae 327
Hypena 664
Hypena castricalis 664
Hypeninae 664, 678
Hypenodinae 678
Hyperbaenus 282
Hypercompsa 334, 341
Hypercompsa fieberi 334
Hyperinae 526
Hyphalinae 495
Hypnorna 343
Hypnornoides 343
Hypocala 662
Hypocala andremona 662
Hypocephalus 520
Hypocephalus armatus 520
Hypochthonellidae 361
Hypocopridae 509
Hypocoprinae 509
Hypocyphtini 488
Hypoderma 160
Hypoderma bovis 160
Hypodermatidae 725
Hypodermatinae 159–160, 725–726
Hypogastruridae 201–202, 206–208
Hypogastruroidea 207
Hypoptinae 661
Hyporhagus 512, 517
Hyporhagus rufocinctus 517
Hypothenemus 5, 8
Hypothenemus hampei 5, 8
Hypsipterygidae 371
Hypsipyla 656
Hypsipyla grandella 656
Hyptiogastrinae 578
Hyracoidea 440
Hyrcaninae 378
Hystrichopsyllidae 694
Hystrichopsylloidea 694
Iapir 478
Iapir britskii 478
Iatrophobia 714
Iatrophobia brasiliensis 714
Ibalia 593, 595
Ibalia leucospoides 595
Ibaliidae 556, 563, 572, 593, 595
Icerya 357
Ichneumonidae 11, 120, 466, 557–559, 561–563, 565, 570, 578–581, 599, 659, 765
Ichneumoninae 580–581
Ichneumonoidea 554, 557–558, 560, 563–565, 577–578, 595
Ichneutinae 579
Ichthybotidae 238
Idarninae 596
Idiocorinae 381
Idiopyrgota 730
Idiopyrgota setiventris 730
Idiostolidae 371
Idiostoloidea 371, 390
Idolopsalinae 303
Idolopsalis 303
Idolothripinae 409–411, 413, 416, 418
Imblattella 342
Imma 663
Immidae 635, 641, 656, 663
Immoidea 635, 637
Inbiomyiidae 705
Incurvariidae 635, 639, 642, 646
Incurvarioidea 628, 632, 635, 637, 640, 646
Inkaidae 350
Inopeplidae 517
Inopeplinae 517–518
Inopeplus 518
Inostemma 592
Inostemma boscii 592
Inostemmatinae 592
Inquilinitermes 315
Insecta 82–83, 85, 95–96, 100, 105, 166–167, 638, 684, 765
Integricipita 694
Integripalpia 616–617
Iridopterygidae 327
Ironomyiidae 705
Iscadia 664
Iscadia dukinfieldia 664
Ischaliinae 518
Ischnocera 91, 440–447
Ischnopsyllidae 694, 696, 698
Ischnoptera 343
Ischnorynchinae 396
Ischnura 248
Ischnura capreolus 248
Ismarinae 590
Isodontia 747
Isodontia costipennis 747
Isoentomon 199–200
Isoentomon atlanticum 199
Isoentomon hauseri 199
Isoentomon myrmecobium 199
Isoentomon pluviale 199
Isoentomon sylvicola 199
Isogona 664
Isogona natatrix 664
Isoldaia 342
Isometopinae 384
Isonychiidae 238
Isonychus 493
Isosembia 269
Isosembia aequalis 269
Isostenosmylus 542–543
Isostenosmylus pulverulentus 543
Isostictidae 249
Isotogastruridae 206
Isotomidae 206–207, 209
Issidae 361, 363, 366–368
Issikiella 684, 687
Issikiella araguaiensis 684
Issikiella byersi 684
Issikiella pulchra 684
Isthmopsocus 432
Itauara 620
Ithomiinae 672
Ithonidae 539–540
Ithyceridae 464
Ixodidae 597
Ixodiphagus 595, 597
Jacobsoniidae 464
Jalysus 395
Japygidae 54, 213–218, 298
Japygoidea 86, 216, 218
Jentozkus 493
Jentozkus plaumanni 493
Jersicoccidae 350
Joppeicidae 371
Julodinae 494
Jurodidae 456, 464
Kalotermitidae 311, 313–314, 317–318
Kambaitipsychinae 620
Kapala 594
Karschiellidae 298, 300–302
Kateretidae 464, 474, 507
Katiannidae 206, 208, 210
Kazachothrips 408
Kazachothrips triassicus 408
Kelloggina 717
Kempnyia 260
Kempynus 542
Kenyentulus 199
Kenyentulus kenyanus 199
Kermesidae 350
Keroplatidae 705, 707, 709, 715
Kerriidae 350, 352, 355–356
Kinnaridae 361, 363, 367
Kladothrips 415
Kleter 297, 304
Kokiriidae 616
Korynetidae 505
Korynetinae 506
Kroeberia 731
Kronides 365
Kukaspididae 350
Kuschelochilis 222
Kuwaniidae 350
Labeninae 582
Labia 300–301, 304
Labia minor 300–301
Labidopria 590
Labidura 25, 299–303
Labidura herculeana 303
Labidura riparia 297, 299–303
Labidura xanthopus 25
Labiduridae 25, 297, 299, 301–304
Labiidae 303
Labiinae 304
Labiococcidae 350
Labiotermes 320
Laccifer 55
Laccocorinae 381
Lacconotinae 517–518
Laccophilinae 482
Laccophorellini 391
Lachesilla 433
Lachesilla pedicularia 433
Lachesillidae 426–427, 429, 433
Lachlania 237
Lachnidae 350–351, 353

Lacturidae 635
Laemobothriidae 445, 448
Laemobothrium 448
Laemobothrium glutinans 448
Laemophloeidae 456, 464, 476, 508, 512
Laemophloeus 512
Lagriidae 515
Lagriinae 462, 515–516, 519
Lagriini 516
Lagrioida 517
Lagrioida nortoni 517
Lagrioidinae 518
Lamellicornia 5, 490
Lamiinae 520–521
Lamingtoniidae 464
Lampriminae 490
Lamproblatta 336, 340
Lamproblattinae 340
Lamproglandifera 340
Lamprosomatinae 522
Lamprozela 645
Lampyridae 456, 463–464, 470–471, 477, 496, 500, 503
Lampyrinae 500, 503
Lanceolata 238
Languriidae 509
Languriinae 509
Lanopini 391
Lanta 343
Lanxoblatta 336, 343
Lappida 747
Lappida armata 747
Larainae 494–495
Laranda 284
Larentiinae 675
Largidae 371, 375, 396
Larinotinae 505
Larra 586
Lasiocampidae 636, 641, 650, 656, 667
Lasiocampinae 650, 656, 667
Lasiocampoidea 630, 636–637, 667
Lasiochalcidia 597
Lasiochalcidia igiliensis 597
Lasiochilidae 371, 374, 384
Lasiochilus 384
Lasiocolpus 384
Lasiodera 508
Lasiodera rufipes 508
Lasioderma 503
Lasioderma serricorne 503
Lasiomerus 385
Lasiotheus 229
Lasiotheus namus 229
Latheticomyia 728
Lathiceridae 277
Latindia 334, 337, 341
Latindia dohrniana 334, 337
Latindiinae 335, 337, 341, 343
Latridiidae 464, 470, 513, 515
Latridiinae 513
Latrocimex 384
Latrocimicinae 384
Lauxaniidae 705, 711–712, 731
Lauxanioidea 705
Lebanococcidae 350
Lebiinae 463
Lecaniodiaspis 357
Lecanodiaspididae 350–351, 356
Lecithoceridae 635, 655
Leiestinae 511
Leiinae 716
Leiodidae 456, 464–465, 470, 473, 486–487
Leiodinae 486–487
Lemodinae 518
Lemoniidae 636
Lemphus 508
Lentia 388
Lentulidae 277
Lepiceridae 464–465
Lepidocampa 215
Lepidocampa juradii 215
Lepidodasypus 220
Lepidodexia 729
Lepidodexia sarcophagina 729
Lepidopsocidae 424–429, 431
Lepidostoma 622
Lepidostomatidae 616, 619, 622
Lepidostomatinae 622
Lepidotrichidae 86, 227
Lepisma 86, 229
Lepisma saccharina 225, 229
Lepismatidae 30, 86, 225–227, 229
Lepismatoidea 226
Leptagrion 251
Leptagrion acutum 251
Leptanilloidinae 587
Leptoceridae 613, 616, 619, 621
Leptocerinae 621
Leptoceroidea 616
Leptoconopinae 716
Leptocorisinae 397
Leptogastrinae 720
Leptogenys 301
Leptohyphes 236, 239
Leptohyphes cornutus 236
Leptohyphidae 235–236, 238–241
Leptohyphodes 236
Leptohyphodes inanis 236
Leptolycinae 499
Leptomantispa 545
Leptonema 620
Leptophlebiidae 231–235, 237–238, 240–241
Leptophleboidea 237
Leptopodidae 371
Leptopodoidea 370
Leptopodomorpha 370–372, 383
Leptopsylla 692, 696, 699
Leptopsylla segnis 692, 696, 699
Leptopsyllidae 694, 696, 699
Leptopyrgota 701
Leptothrips 414
Leptotyphlinae 488
Lepturinae 520
Leptysmina 286
Leptysminae 273, 275, 278–279, 286
Lerneca 281, 284
Lesneiidae 427
Lestes 254
Lestidae 249, 253–254
Lestoidea 249, 252
Lestoideidae 249
Lestoniidae 371
Lethaeini 396
Lethata 654
Lethocerinae 379
Lethocerus 379
Leucochrysini 543
Leucophaea 343
Leucophaea maderae 343
Leucopria 590
Leucospidae 563, 572, 595, 597–598
Leucospinae 598
Leucospis 598
Leucothrips 420
Leucotrichia 621
Leucotrichiini 621
Leuctridae 259
Leurolestes 342
Libellulidae 245, 248–252, 255
Libelluloidea 249, 251
Libytheana 660
Libytheana carinenta 660
Libytheinae 643, 660, 671–672
Lichenomima 435
Lilliputocorini 396
Limacoccus 347, 354
Limacoccus brasiliensis 347, 354
Limacodidae 635, 644, 654–655, 657–659
Limacodinae 658
Limenitidinae 652, 660, 672–673
Limnebiidae 485
Limnephilidae 616, 619–621
Limnephiloidea 616
Limnichidae 464, 472, 495
Limnichinae 495
Limnichoderus 495
Limniidae 494
Limnobatodes 373, 378
Limnobatodes paradoxus 378
Limnobatodinae 378
Limnocentropodidae 616
Limnocorinae 381
Limnocoris 381
Limnogonus 377
Limnophora 729
Limoniidae 704–705, 708, 714, 716
Limulodidae 486
Lincus 393
Linognathidae 444–445, 447, 449
Linognathus 444, 449
Linognathus africanus 444, 449
Linognathus taeniotrichus 449
Linomadarus 525
Linostinae 666
Liopteridae 563, 572, 578, 593–595
Liopterinae 595
Liorhyssus 398
Liosilpha 344
Liothrips 417–418
Liothrips urichi 417
Lipeurus 446, 448
Lipeurus caponis 446, 448
Lipeurus gallipavonis 448
Liphyrinae 673
Lipogomphus 378
Lipokophila 386
Liposcelididae 91, 423–428, 430
Liposcelis 423, 425, 427, 431
Liposcelis bostrychophila 427
Lipotactinae 282
Lipteninae 673
Liriomyza 732
Liriomyza sativae 732
Liris 560
Lissocaulus 581–582
Lissomidae 498
Lissominae 498, 500
Lissomus 498, 500
Listroscelidinae 272–273, 277, 282
Lithacodia 664
Lithacodia mella 664
Lithembia 264
Lithembia florissantensis 264
Lithocolletinae 648
Lithophorus 510
Lithoseopsis 426
Lithoseopsis hystrix 426
Lithuanicoccidae 350
Litocosmia 304
Litopeltis 343
Litoprosopus 662
Litoprosopus futilis 662
Litosembia 267, 269
Litosembia oligembiodes 269
Liturgusa 328–329
Liturgusa annulipes 328
Liturgusidae 323, 327–329
Liturgusinae 329
Lixinae 526
Lizerius 352
Lizerius tuberculatus 352
Loberinae 509
Lobiopa 510
Lobiopa insularis 510
Lobopoda 519
Lobopoda velutina 519
Loboscelidinae 583
Lochmostyla 730
Lochmostyla lopesi 730
Lochmostyliinae 730
Loebliorloninae 510
Loewimyia 711
Lomamyia 544–545
Lomamyia trombetensis 544–545
Lonchaeidae 705, 713, 729–730
Lonchoptera 723–724
Lonchoptera furcata 723
Lonchopteridae 705, 710, 723–

724
Lonchotura 674
Loneura 425, 431
Loneura lienhardi 431
Lonomia 632, 639, 658, 668
Lonomia obliqua 632, 639, 658, 668
Lophioneuridae 424
Lophioneurina 415
Lophoblatta 342
Lophocateridae 505
Lophocaterinae 505
Lophocoronidae 635–636
Lophocoronoidea 629, 635
Lophometopum 344
Lophopidae 363, 366–368
Loricerinae 482
Loxolomia 658, 668
Loxolomia serpentina 658, 668
Loxotrochis 663
Lucanidae 456–457, 464, 468, 490–491
Lucaninae 490–491
Lucanus 490
Lucanus cervus 490
Lucihormetica 342
Lucilia 49, 156–158, 707, 729
Lucilia cuprina 158
Lucilia eximia 156, 158, 729
Lucilia sericata 158, 707
Lucio 503
Lucio castelnaui 503
Luciolinae 500
Ludiinae 668
Lusius 581
Lutosa 276, 280, 282
Lutosinae 282
Lutridia 449
Lutrochidae 464, 472, 495–496
Lutrochus 495–496
Lutrochus germari 495–496
Lutzomyia 716
Luzarinae 276
Lycaenidae 628, 636, 638, 643, 652, 660, 671, 673
Lycaeninae 673
Lychnocolacidae 749
Lycidae 459, 461, 464, 471, 499, 502
Lycinae 499, 502
Lycoperdininae 511–512
Lycorea 660
Lycorea halia 660
Lycoriinae 582
Lyctidae 503
Lyctinae 503, 505
Lyctocoridae 371
Lyctus 505
Lyctus brunneus 505
Lygaeidae 370–371, 375, 390, 395
Lygaeinae 396–397
Lygaeoidea 371, 374, 390, 395
Lygistorrhina 715
Lygistorrhinidae 705, 709, 715
Lymantriinae 664, 667, 677–678
Lymexylidae 457, 460, 463–464, 469, 473, 504, 506
Lymexylinae 505–506
Lymexyloidea 464, 504
Lyonetiidae 635, 639, 644, 648–649, 654
Lyonetiinae 651
Lypusidae 635
Lyrnessus 397
Maamingidae 563, 590
Macaria 675
Macaria regulata 675
Machadorythidae 238
Machaerotidae 361
Machilidae 30, 220–222
Machilinus 221–222
Machilis 30–31, 45
Machilis variabilis 31
Machiloidea 222, 226
Machiloides 222
Mackenziellidae 206
Macraspis 493
Macraspis cincta 493
Macratriinae 518
Macraulacinae 497, 499
Macrocentrinae 580
Macrodontia 518
Macrodontia cervicornis 518
Macroglossinae 658, 669
Macroglossini 669
Macrogynoplax 258, 260
Macrogynoplax pulchra 257
Macrogyropus 448
Macromphalia 667
Macromphaliinae 650, 656, 667
Macronema 613–614, 620
Macronema lineatum 614
Macronematinae 618, 620
Macropiratinae 663
Macropygium 393
Macrosoma 658, 670
Macrosoma bahiata 625
Macrosoma napiaria 670
Macrosoma tipulata 658, 670
Macrostemum 614, 620
Macrostemum maculatum 614
Macrotermitinae 316
Macrotracheliella 383
Macroveliidae 371
Macugonalia 365
Macugonalia leucomelas 347, 365
Madeoveliinae 378
Magdalidinae 526
Mahanarva 364
Maindroniidae 227
Malachiidae 506
Malachiinae 506, 508
Malacopsylla 696
Malacopsyllidae 694, 696
Malacopsylloidea 694
Malacosoma 667
Malcidae 395
Malgasiidae 277
Mallophaga 5, 7, 91, 169, 440
Malthininae 502
Manataria 643
Manataria hercyna 643
Mandibulata 83, 206
Manduca 669
Manota 716
Manotinae 716
Mantidae 323, 326–327, 329–330
Mantidoxenos 747
Mantidoxenos argentinus 747
Mantidoxenos incautus 747
Mantispa 545
Mantispidae 537–541, 544
Mantispinae 544–545
Mantoida 323, 328–329
Mantoida brunneriana 328
Mantoididae 323, 327–329
Mantophasma 90
Mantophasmatodea 83, 89–90, 100, 106, 308
Maraca 341
Marava 301, 304
Marava arachidis 301, 304
Marchalinidae 350
Marellia 278, 286
Marellia remipes 278, 286
Marelliinae 273, 275, 278, 286
Margarodes 12
Margarodes brasiliensis 12
Margarodidae 350–351, 355–358
Marilia 613, 616, 619–621
Marioutinae 503
Marpesia 660
Marpesia orsilochus 660
Martarega 382
Martialinae 588
Martynopsocidae 424
Masarinae 562, 589–590
Massartella 233–234, 237
Massartella brieni 233–234, 237
Mastiginae 486
Mastotermes 90, 106, 312
Mastotermes darwiniensis 312
Mastotermitidae 313, 317
Matsucoccidae 350
Mauroniscidae 464
Mayrellinae 595
Mecideini 394
Mecistogaster 251, 254
Mecistogaster lucretia 254
Mecistogaster pronoti 251
Mecomera 304
Meconematinae 277, 282
Mecopodinae 282
Mecopterida 92–93, 108–109, 686, 750, 765
Mecopteroidea 108
Medocostidae 371
Meenoplidae 361
Megacephala 481
Megacephala brasiliensis 481
Megachilinae 586
Megadytes 480
Megadytes giganteus 480
Megaloblatta 344
Megalodontesidae 563
Megalominae 543
Megalomus 542
Megalomus rafaeli 542
Megalopodidae 464, 469, 520
Megalopodinae 521
Megalopsidiinae 488
Megalopyge 654, 657
Megalopyge lanata 654, 657
Megalopygidae 635, 644, 649, 654–657, 659
Megalopyginae 654, 657
Megalyridae 563, 566, 576–577
Megalyroidea 563–564
Megamenopogon 440
Megamenopogon rasnitsyni 440
Megamerinidae 705, 728
Meganeura 100
Meganeura monyi 100
Megapodagrionidae 248–249, 253–254
Megarhyssa 580
Megarididae 371, 375, 392
Megaris 392
Megasecoptera 88, 99–100
Megaselia 723
Megasoma 492
Megasoma elephas 492
Megaspilidae 563, 569, 577
Megastigminae 600
Megastigmus 600
Megastigmus transvaalensis 600
Megathymus 670
Megatominae 503
Megatympanon 274–275, 277
Megatympanon speculatum 274–275, 277
Megistopoda 724
Megistopoda aranea 724
Megymeninae 392
Megymenini 392
Meinertellidae 30, 219–222
Meinertellus 220–223
Meinertellus adisi 219, 221–223
Melandryidae 464, 477, 514, 516
Melandryinae 514, 516
Melanemerella 236, 238, 240–241
Melanemerella brasiliana 236, 238, 240–241
Melanemerellidae 236, 238, 240–241
Melanocnemis 275
Melanophora 726, 729
Melanophora roralis 726, 729
Melanoplinae 278, 281, 286
Melanthripidae 415, 418
Melasidae 497
Melasinae 497
Melestora 341
Meligethinae 507
Meliponina 585
Meliponini 2, 14, 341, 389, 544
Melittomma 505
Melittommatinae 505
Melizoderidae 361, 365
Mellierinae 330

Meloetyphlus 518
Meloetyphlus attacephalus 518
Meloidae 456, 463–464, 466, 469, 476, 516, 518
Meloiella 381
Meloinae 517
Melolonthinae 492–493
Melophagus 724
Melophagus ovinus 724
Melyridae 456, 459, 463–464, 470, 473, 506, 508
Melyrinae 506, 508
Melyroidea 344
Membracidae 8, 11, 360–361, 363, 365, 414
Membracoidea 361–362
Menacanthus 445–446, 448
Menacanthus cornutus 448
Menacanthus pallidulus 448
Menacanthus stramineus 445–446, 448
Mengea 749
Mengeidae 746, 749
Mengenillidae 748–749
Mengenillidia 746, 748–749
Menopon 446, 448
Menopon gallinae 446, 448
Menoponidae 440, 445, 448
Meroleuca 668
Meropachydinae 397
Meropeidae 93, 685–686
Merophysiidae 510
Merophysiinae 511
Meroplius 732
Merothripidae 410, 412, 414–416, 418–419
Merothrips 419
Merragata 378
Meruidae 464
Merycidae 514
Mesembrinella 701
Mesitiinae 583
Mesitiopterus 292
Mesoblaberus 342
Mesochorinae 581
Mesocoelopodinae 504, 506
Mesomachilis 222
Mesopsocidae 424, 426–427
Mesopsocus 427
Mesoptiliinae 526
Mesosemia 660
Mesosemia judicialis 660
Mesovelia 378
Mesoveliidae 371, 373, 378
Mesoveliinae 378
Mesoveloidea 378
Metacanthinae 395
Metacanthus 395
Metacuterebra 727
Metajalysus 395
Metalabis 303
Metallyticidae 327
Metamoniidae 238
Metapterygota 88, 105
Metarbelinae 661
Metatachardia 55
Metatrichia 721, 723
Metatropiphorus 385
Metaxypleona 203, 206
Metelasmus 728
Metelasmus wenzeli 728
Meteorinae 579–580
Methocinae 589
Metopiinae 582
Metopius 581
Metretopidae 238
Metriorrhynchinae 499
Metrobates 377
Metylophorus 435
Metylophorus hoodi 435
Mexitrichia 620
Micholaeminae 514
Micracanthia 383
Micrelytrinae 397
Micrococcidae 350
Microcoryphia 86, 105, 170, 220
Microdontinae 724
Microdontomerini 600
Microfalculidae 206
Microgasterinae 580
Microleptinae 582
Micromalthidae 460, 463–464, 468, 477, 479
Micromalthus 477, 479
Micromalthus debilis 477, 479
Microminae 543
Micronectinae 380
Microniinae 674
Micronoctuidae 636
Micropeplidae 487
Micropeplinae 488
Micropezidae 705, 711, 727, 730
Micropezinae 727
Microphysidae 371
Micropterigidae 627, 631, 635
Micropterigoidea 629–630, 635–636
Microptysmatidae 614
Microsania 722
Microsilphinae 488
Microsporidae 460
Microstigma anomalum 245
Microstigmus 577
Microtettigoniinae 282
Microthoraciidae 445
Microtomus 388
Microveliinae 379
Microweiseinae 512
Migapodinae 482
Migdolus 520–521
Migdolus fryanus 520–521
Miletinae 673
Milichiidae 705, 712–713, 733–734
Millieriinae 661
Miltogramminae 726
Mimallo 656, 667
Mimallo amilia 656, 667
Mimallonidae 636, 641, 650, 656, 666
Mimallonoidea 630, 636–637, 667
Mimoniades 658
Mimoniades versicolor 658
Minablatta 334, 337, 342
Minagrion 250–251
Minagrion mecistogastrum 251
Minagrion ribeiroi 250
Mindaridae 350, 352
Miobantia 329–330
Miobantia ciliata 329
Mioblatta 343
Miomoptera 99–100
Miopteryginae 330
Mirhipipteryx 285
Miridae 7, 369–372, 374, 383–384, 390
Mirinae 384–385
Mirinidae 636
Miroculis marauiae 231
Mischocyttarus 14, 584, 590, 747
Mischocyttarus socialis 747
Miscogasterinae 599
Mnesarchaeidae 635
Mnesarchaeoidea 629–630, 635, 636
Mnesarete 248–250, 253
Mnesarete guttifera 253
Mnesarete pudica 249
Moca 656, 663
Moca aphrodora 656
Mocis 639, 677
Mocis latipes 639, 677
Mogoplistidae 277, 280, 284
Mogoplistoidea 277, 285
Molannidae 616
Molossidae 697–698
Moluchia 343
Molytinae 526
Mommatinae 515, 517
Momphinae 654–655
Monachidium lunum 271
Monachoda 342
Monachozela 645
Monastria 334, 342
Monastria biguttata 333
Monocerophora 282
Monodontomerinae 600
Monodontomerini 600
Monomachidae 559, 563, 572, 584, 590–591
Monomachus 559, 584, 591
Monomachus eurycephalus 591
Monommatidae 514
Monophlebidae 350–351, 357
Monothoracius 448
Monotoma 507
Monotomidae 464, 474, 476, 507, 512
Monotominae 507
Monotrysia 632
Montezumia 747
Montezumia bruchii 747
Monura 96–97, 99–100
Morabinae 277
Mordella 516
Mordellidae 464, 476, 514, 516
Mordelllinae 514
Morion 481
Morion brasiliensis 481
Mormotomyiidae 705
Morostominae 498
Morpheis 656, 661
Morpheis pyracmon 661
Morpho 634–635
Morpho epistrophus 625
Mortoniella 620
Murmidiinae 510
Murmiidae 510
Musapsocidae 427–428, 430–431
Musapsocoides 430
Musapsocus 430–431
Musca 45, 50, 74, 159, 170, 703, 707, 725
Musca domestica 159, 170, 703, 707, 725
Muscidae 156–157, 159, 166, 182, 600, 703, 705, 711, 725, 729
Muscoidea 705–706, 728
Muscomorpha 705–706
Musoniella 330
Mutillidae 563, 565, 568, 571, 584, 588
Mutillinae 588
Mycetaeidae 510
Mycetaeina 511
Mycetobiidae 714
Mycetophagidae 464, 474–475, 513, 515
Mycetophaginae 513
Mycetophilidae 590–591, 705, 707, 709, 715
Mycetophiliformia 715
Mycetophilinae 715
Mycetophiloidea 703, 706–707
Mycomyiinae 716
Mycotretus 512
Mycteridae 464, 476, 517–518
Mycterinae 517
Mydas 14
Mydidae 14, 701–702, 705, 710, 720–721, 723
Myelobia 656, 666
Myelobia smerintha 656, 666
Myerslopiidae 361–362
Mylaris 519
Mylaris gigas 519
Mymaridae 417, 427, 555, 559, 563, 565, 572, 595, 599
Mymarommatidae 193, 563, 568, 595
Mymarommatoidea 563–564, 590, 595
Mymarothrips 419
Myndus 367
Myodochini 396
Myodopsylla 698
Myodopsylla wolffsohni 698
Myoglossata 635–636
Myopinae 729
Myoprocta 699

Myopsocidae 426–427, 429, 435
Myopsocus 435
Myrmeblattina 344
Myrmecaelurini 541
Myrmecolacidae 746–747, 749–751
Myrmecolax 747, 751
Myrmecolax incautus 747, 751
Myrmecolax ogloblini 747, 751
Myrmecophilidae 277, 280, 285
Myrmecozelinae 646
Myrmeleon 541
Myrmeleontidae 537–541, 597
Myrmeleontiformia 540
Myrmeleontinae 541
Myrmeleontini 541
Myrmeleontoidea 539
Myrmicinae 229, 587, 597
Myrmillinae 588
Myrmosinae 588
Myrtopsen 553, 593
Mystacinobiidae 705
Mythicomyia 721
Mythicomyiidae 705–706, 710, 721, 723
Myxophaga 455, 457–458, 460, 464–467
Myzininae 589
Nabidae 370–372, 374, 385–386
Nabinae 374, 385–386
Nagara 664
Nagara fenestra 664
Nahublattella 342
Nallachius 542, 544
Nallachius adamsi 544
Nallachius ovalis 542
Nannobittacus 684, 686–687
Nannobittacus elegans 684, 686
Nannobittacus souzalopesi 684
Nannochoristidae 93, 684–686, 695
Nannodastiidae 705
Nannomecoptera 686
Nanophyinae 524
Nanopsocetae 427–428
Nanosella 454
Narthecura 581
Nasutitermes 171, 313–316, 319
Nasutitermes ephratae 316
Nasutitermitinae 313–314, 317, 319–320
Naucoridae 370–373, 380–382
Naucorinae 381
Naupactus 525
Nauphoeta 343
Nauphoeta cinerea 343
Neanastatinae 598
Neanuridae 95, 202, 206–208
Neanuroidea 207
Necrobia 506
Nectopsyche 613, 616, 621
Needhamella 237
Neelidae 206, 208, 210
Neelipleona 203–204, 206, 208–209
Neessiinae 646
Negastriinae 498
Neididae 395
Nemapogon 639
Nemapogon granella 639
Nematinae 574
Nematocera 58, 73, 704
Nematopogoninae 645
Nemestrinidae 705, 709, 719, 722
Nemestrinoidea 705–706
Nemobiinae 273, 276, 284
Nemognathinae 517–518
Nemoleontini 541
Nemonychidae 464, 469, 522, 525
Nemonychinae 522
Nemopteridae 538, 540
Nemouridae 259
Neoaclini 281, 284
Neoathripsodes 621
Neoatriplectides 621
Neoatriplectides froehlichi 621
Neobittacus 687
Neoblattella 336, 342
Neoblattella poecilops 336
Neobrachypterus 507
Neocapritermes 314, 320
Neococcoidea 353
Neococytius 669
Neocolobathristes 395
Neoconis 543
Neoconocephalus 275, 277
Neoconocephalus creusae 275
Neoconocephalus curitibensis 275
Neoconocephalus paravicinus 277
Neocurtilla 278, 283
Neocurtilla hexadactyla 278
Neodiprion 74
Neoephemeridae 238
Neogalea 638
Neogalea sunia 638
Neogerris 377
Neohaploglenius 542
Neohermes 551
Neohydatothrips 420
Neolepidoptera 636–637
Neolepolepis 425
Neolinognathidae 445
Neolobophora 304
Neolobophorinae 304
Neolutosa 282
Neomachilellus 219–222
Neomachilellus adisi 221
Neomachilellus albuquerquei 221
Neomachilellus amazonicus 221
Neomachilellus arlei 221
Neomachilellus cariocus 221
Neomachilellus handschini 221
Neomachilellus ibiti 221
Neomachilellus irmgardae 221
Neomachilellus itacurussa 221
Neomachilellus itaparica 221
Neomachilellus lenti 221
Neomachilellus oliveirai 221
Neomachilellus plaumanni 221
Neomachilellus rochalimai 221
Neomachilellus santacatarinensis 221
Neomachilellus santosi 221
Neomachilellus scandens 221–222
Neomachilellus schubarti 221
Neomachilellus silvestrii 221
Neomachilellus sobrali 221
Neomachilellus souzalopesi 221
Neomachilellus wengeri 221
Neomachilellus zikani 221
Neomegalotomus 397
Neomyennis 731
Neomyennis appendiculata 731
Neoncylocotis 376
Neoneura 252
Neoneura sylvatica 252
Neopetaliidae 249
Neophoninae 488
Neoplea 382
Neopolygenis 699
Neopostega 644
Neopostega longispina 644
Neopseustidae 635–636
Neopseustoidea 629, 635–636
Neoptera 27, 29, 37, 81, 88–89, 94, 97–100, 106, 756
Neorhegmoclemina 122
Neorhicnoda 342
Neorhinotora 732–733
Neorhinotora mutica 732
Neorhynchocephalus 722
Neorhynchocephalus tauscheri 722
Neoscutops 733
Neosilba 730
Neosilba pendula 730
Neostylopyga 341
Neostylopyga rhombifolia 341
Neotanypeza 728
Neotermes 318
Neotermes arthurimuelleri 318
Neotheora 644
Neotheora chiloides 644
Neotheoridae 635, 642, 644
Neotrephes 381
Neotrephinae 381
Neotrichia 621
Neotrichiini 621
Neotrichodectes 449
Neotrichodectinae 449
Neotridactylus 285
Neotropsylla 697, 699
Neotropsylla guimaraesi 699
Nepidae 371, 373, 380–381
Nepinae 381
Nepiomorpha 435
Nepomorpha 369–372, 377, 379, 382
Nepticulidae 635, 639, 642, 644–645, 649
Nepticulinae 644
Nepticuloidea 628, 632, 635, 637, 640
Nepticulomima 430–431
Neriidae 705, 711–712, 727, 730
Neriinae 727
Nerioidea 705
Nerius 730
Nerius pilifer 730
Nersya 747
Nersya florens 747
Nerthra 380–381
Nerthrinae 380
Nervijuncta 115
Nesameletidae 238
Nesara 667
Nesomachilis 30
Neurochaetidae 705
Neuropterida 92, 101, 107, 465, 540
Neurostigma 431–432
Neurostigma dispositum 432
Neurostigmatidae 432
Nevrorthidae 540
Nevrorthiformia 540
Nicaginae 490
Nicoletia 228–229
Nicoletia neotropicalis 228–229
Nicoletia phytophila 229
Nicoletiidae 86, 225, 227–229
Nicoletiinae 225, 227–229
Nicrophorinae 487
Nicrophorus 463, 486
Nidicola 384
Niesthrea 398
Nilaparvata 750
Nilaparvata lugens 750
Nilio 519
Nilio testaceum 519
Nilionidae 515
Nilioninae 516, 519
Niponiidae 484
Niponiinae 484
Nitidulidae 461, 464, 470, 474, 507, 510
Nitidulinae 507, 510
Nocticolidae 335, 337
Noctilionidae 698
Noctuidae 144, 148, 628–629, 636, 638–639, 643, 646, 652, 662, 664, 667, 676–677, 684
Noctuinae 664, 677, 679
Noctuoidea 48, 628, 636–638, 640, 676
Nogodinidae 361–363, 367–368
Nolinae 664, 677–678
Noserinus 517
Noserinus dormeanus 517
Nosodendridae 464, 472, 502, 504
Nosodendron 502, 504
Nosodendron angelum 502
Nosopsyllus 694, 696, 699
Nosopsyllus fasciatus 694, 696, 699
Notalina 621
Notarchipsocus 434
Noteridae 457, 464, 467, 479–481
Noterinae 480
Nothoblatta 344
Nothochauliodes 551

Nothochrysinae 543–544
Nothochrysopinae 543
Nothodixa 717
Nothotrichia 621
Nothybidae 705
Notiobiella 539
Notiobiellinae 543
Notiophygidae 510
Notiophyginae 510
Notiopostega 644
Notiopsocus 432
Notocyphus 584
Notodontidae 636, 643, 662, 667, 676
Notodontinae 662, 676–677
Notolampra 343
Notolepium 430
Notoligotomidae 266, 268
Notomyzidae 733
Notonecta 382
Notonectidae 371, 373, 380, 382
Notonectinae 382
Notonemouridae 259
Notozulia 364
Notozulia entreriana 364
Nusalala 540
Nusalala tesselata 540
Nycteribiidae 195, 705, 713, 724
Nyctibora 335, 344
Nyctiborinae 337–338, 340, 343–344
Nyctiophylax 620
Nymphalidae 4, 75, 625, 627–629, 634, 636, 643, 645, 652, 656, 660, 668, 671–673
Nymphalinae 652, 660, 671–673
Nymphidae 538, 540
Nymphomyiidae 705
Nymphulinae 656, 666
Nyssonini 586
Nystaelinae 676
Nystalea 662
Nystalea aequipars 662
Nystaleinae 662, 676
Obtectomera 635, 637
Ocelloveliinae 379
Ochlerini 393
Ochodaeidae 464, 468, 491
Ochodaeinae 491
Ochrotrichiini 621
Ochteridae 370–373, 379–380, 382
Ochterus 382
Ochthebiinae 486
Ochyroticinae 663
Octozoros 171, 309
Odiniidae 705, 713, 732
Oditinae 655
Odonatoidea 246
Odontellidae 206–208, 210
Odontoceridae 613, 616, 619–621
Odontomera 730
Odontosphindinae 507
Odontotarsinae 394
Oecanthidae 272–273, 277, 280, 284
Oecanthus 272
Oecetis 621
Oeconesidae 616
Oecophoridae 635, 638–639, 642, 649, 652–654
Oecophorinae 653
Oedemeridae 464, 466, 477, 516, 518
Oedemerinae 516
Oedipodinae 278
Oenochrominae 675–676
Oenosandridae 636, 676
Oestridae 156–157, 159, 705–706, 711, 725, 727, 729
Oestrinae 159–160, 726
Oestroidea 705–706
Oestrus 160
Oestrus ovis 160
Ogcodes 719
Oiketicus 647, 654
Oiketicus kirbyi 647, 654
Olbiogaster 714, 716
Olbiogastridae 714
Olehtreutinae 661
Olethreutinae 656, 661, 665
Oliera 646
Oligembia 264, 267, 269
Oligembia bicolor 269
Oligembia unicolor 269
Oligembia versicolor 269
Oligembia vetusta 264
Oligoneoptera 89
Oligoneuriidae 237–238, 240–242
Oligonicinae 330
Oligotomidae 266–268
Olisthaerinae 488
Omaliinae 456, 488–490
Omalisidae 464
Omaniidae 371
Omethidae 464
Omiodes 639
Omiodes indicata 639
Ommadidae 477
Ommatidae 458, 460, 464, 467, 477
Ommatinae 477
Ommatolampinae 278
Ommatoptera 275
Ommexecha 279, 286
Ommexecha gigliotosi 279
Ommexechidae 277–278, 280–281, 286
Ommexechinae 279
Omophroninae 482
Omura 279, 285
Omura congrua 279, 285
Oncerotrachelus 389
Oncideres 13
Oncideres impluviata 13
Oncinocampa 215
Oncinocampa trajanoae 215
Oncobryidae 206
Oncocnemidinae 677–678
Oncopodura 210
Oncopoduridae 206–207, 210
Oncosembia 269
Oncosembia biarmata 269
Oniscigastridae 238
Onthophilinae 485
Onychiuridae 206–207, 209
Onychiurus 203
Ootetrastichus 598
Oozetetes 594
Opetiidae 705
Opetiops 719
Ophionellus 570
Ophioninae 581
Ophites 489
Ophites fauveli 489
Ophrynopus 575–576
Ophrynopus depressatus 575
Opiinae 579–580
Opisthocosmia 304
Opisthocosminae 304
Opisthopterata 88
Opisthypselus 384
Opomyzidae 705
Opomyzoidea 705
Opostegidae 635, 642, 644, 649
Opostegoides 644
Ora 493
Ora complanata 493
Oraseminae 597
Orchesella 205
Orchymontiinae 486
Ordrupia 656
Ordrupia friserella 656
Orecta 669
Orfelia 715
Organothrips 408
Organothrips bianchii 408
Organothrips indicus 408
Oriini 383
Orius 383–384
Orius insidiosus 384
Ormyridae 563, 573, 599–600
Ormyrus 599
Ormyrus brasiliensis 599
Ornebius 285
Ornidia 720, 724
Ornidia obesa 720, 724
Ornithocoris 384
Orphilinae 503
Orphninae 492
Orphulella 23
Orphulella punctata 23
Orsillinae 396
Orsodacnidae 464
Ortheziidae 350–351, 355, 357
Orthocentrinae 580, 582
Orthoderidae 327
Orthognathotermes 320
Orthoperidae 513
Orthoperinae 513
Orthoperus 515
Orthopteroidea 90, 98, 106, 277
Orthopteromorpha 100, 106
Orthorrhapha 73, 705
Orthotelia 648
Orthotelia sparganella 648
Orthoteliinae 648
Orthotrichiini 621
Orthotylinae 384–385
Orussidae 120, 556, 559–561, 563–564, 566, 575–576
Orussoidea 563
Orussus 575
Oryzaephilus 508
Osmylidae 538, 540–542
Osoriinae 489
Osphyinae 514
Ostomidae 505
Ostomopsinae 510
Otariidae 449
Othniidae 517
Othniinae 517–518
Otitesellinae 596
Otitidae 731
Ototretadrilinae 500
Ototretinae 500
Oulopteryginae 341
Oulopteryx 336, 341
Oulopteryx meliponarum 336
Ovatametra 377
Oxelytrum 453, 486, 488
Oxelytrum discicollis 488
Oxyagrion 254
Oxyagrion hempeli 254
Oxybleptella 278
Oxybleptella sagittta 278
Oxycareninae 396
Oxycarenus 390
Oxycoryninae 523
Oxyethira 621
Oxyhaloinae 342–343
Oxylipeurus 443, 448
Oxylipeurus polytrapezius 443, 448
Oxynopterinae 498
Oxyopsis 329–330
Oxyopsis media 329
Oxypeltidae 464
Oxypeltinae 520
Oxyporidae 487
Oxyporinae 487–488
Oxysarcodexia 726
Oxysternus 485
Oxysternus maximus 485
Oxystigma 254
Oxytelidae 487
Oxytelinae 487–489
Oxytelus 489
Oxyteninae 658, 668
Ozophorini 396
Pachycondyla 747, 751
Pachycondyla verenae 747, 751
Pachycorinae 394
Pachycoris 394
Pachycoris torridus 394
Pachygronthinae 396
Pachylosticta 555–556
Pachylostictinae 574
Pachymerus 523
Pachymerus lacerdae 523

Pachyneuridae 705
Pachynomidae 371, 374, 386
Pachynominae 386
Pachyossa 280
Pachyossa signata 280
Pachypodinae 492
Pachyschellus 494
Pachytroctes 426, 431
Pachytroctidae 424, 426–428, 431
Paederinae 487–490
Paederini 490
Paederus 466, 487
Pagasa 385
Palachiini 600
Palaeodictyoptera 97, 99–100
Palaeoptera 88, 99
Palaeosetidae 635
Palaeoxeninae 497
Palaephatidae 635
Palaephatoidea 635, 637
Palaestes 508, 512
Palaestes freyreissi 508, 512
Palingeniidae 238
Pallopteridae 705
Palmicola 433
Palophaginae 521
Palparellus 541
Palparellus voeltzkowi 541
Palparinae 541
Palpomyia 707
Palpotarsa 238
Pamphagidae 277
Pamphantinae 396
Pamphiliidae 560, 563
Pamphilioidea 563–564
Panchaetothripinae 410, 413–416, 419
Panchlora 343
Panchlorinae 342–343
Panheteroptera 369
Pannota 237–239
Panolcus 526
Panomorpha 93
Panorpida 92, 108
Panorpidae 93, 684–686
Panorpodidae 684–686
Panstrongylus 390
Panstrongylus megistus 390
Pantala 248–249
Pantala flavescens 248–249
Pantheinae 678
Pantophthalmidae 8, 502, 705, 709, 719–720, 722
Pantophthalmus 719–720, 722
Pantophthalmus tabaninus 720, 722
Papilio 14
Papilio protesilaus 14
Papilionidae 76, 625, 628, 630, 635–636, 643, 650, 658, 671
Papilioninae 650, 671
Papilionoidea 628, 636–638, 640, 668, 670–672
Parabaeus 592
Parabaeus lenkoi 592
Parableta 275
Parableta affinis 275
Paracanace 734
Paracanace oliveirai 734
Paracles 677
Paracoleoptera 99
Paracupes 478
Paradicta 342
Paragripopteryx 260
Paragryllidae 272, 276–277, 281, 284
Paragryllinae 276
Paragryllus 272, 284
Paragryllus rex 284
Parahormetica 342
Parainsecta 105
Parajalysus 395
Parajapygidae 214–218
Parajapyx 215, 218
Parajapyx adisi 215–216, 218
Parajapyx bahianus 215
Parajapyx brasilianus 215
Parajapyx isabellae 218
Paralabella 300, 304
Paralabella dorsalis 300
Paralabis 301
Paraleucopis 731
Paralimna 728
Paramacronychiinae 726
Paramantispa 545
Paramblynotus 594
Paramuzoa 344
Parandra 14, 521
Parandridae 518
Parandrinae 520–521
Paraneoptera 89–91, 98, 100, 107
Paranurogryllus 274–275, 283
Parapenesiinae 583
Paraphidnia 271
Paraphrynoveliidae 371
Paraplea 382
Paraplecoptera 100
Paraponerinae 588
Parapoynx 656
Parapoynx restingalis 656
Parapsyllinae 696
Pararhagadochir 267, 269
Pararhagadochir balteata 269
Pararhagadochir bicingillata 269
Pararhagadochir christae 269
Pararhagadochir minuta 269
Pararhagadochir trachelia 263
Parasialidae 548
Parasitica 15, 563
Parasphaeria 336, 338, 343
Parasphaeria boleiriana 338
Parastagmatoptera 330
Parastrachiinae 394
Paratagalis 389
Parathristes 395
Paratraginops 732
Paratraginops pilicornis 732
Paratrephes 381
Paratriphleps 383
Paratropes 344
Paraxenos 747
Paraxenos bucki 747
Paraxenos inclusus 747
Paraxenos piercei 747
Paraxenos westwoodi 747
Parhydraenida 485–486
Parhydraenida reichardti 486
Parnassinae 671
Parnidae 495
Parnipinae 593
Paronellidae 204–207, 209–210
Paryphosmylus 542
Passalidae 10, 15, 463–464, 468, 490–491
Passalinae 490–491
Passalus 491
Passalus plicatus 491
Passandra 510
Passandra rubrolineata 510
Passandridae 463–464, 476, 508, 510
Patagoniochiloides 222
Paulianodinae 620
Pauliniinae 273, 275
Paurometabola 89–90, 98
Paussidae 482
Paussinae 483
Paxylommatidae 580
Paxylommatinae 579
Pazius 684, 687
Pazius cinctipes 684
Pazius ornaticaudus 684
Pecaroecidae 443, 445, 447, 449
Pecaroecus 443, 449
Pecaroecus javalii 443, 449
Pectinivalvinae 644
Pectinophora 639, 651, 653
Pectinophora gossypiella 639, 651, 653
Pediaspini 593
Pedicidiidae 705
Pedicinidae 445
Pediculidae 439, 441, 445, 447, 449
Pediculus 439, 441, 443, 446, 449–450
Pediculus capitis 439, 441, 443, 446, 449
Pediculus humanus 443, 446, 449–450
Peiratinae 388–389
Pelecinidae 563, 572, 591
Pelecinus 591
Pelecorhynchidae 705
Pelecotominae 514
Peleopodidae 635
Pelidnota 453
Pelmatosilpha 336, 340
Pelmatosilpha guianae 336
Pelocoris 381
Pelonium 508
Pelonium scoparium 508
Peloridiidae 91, 371
Peltidae 505
Peltinae 505
Peltinodinae 513
Peltoperlidae 259
Peltopsyche 621
Pemphigidae 350–351, 353
Pemphredoninae 576, 586
Penichrolucaninae 490
Pennygullaniidae 350
Penolanguria 509
Pentacentrinae 284
Pentacladiscus 215
Pentacladiscus magnegarzoni 215
Pentacladiscus schubarti 215
Pentatomidae 13, 123, 126, 347, 369, 371, 375–376, 390, 392–394, 592, 659
Pentatominae 392–394
Pentatomini 394
Pentatomoidea 33, 369, 371–372, 374, 390
Pentatomorpha 370
Pepsinae 588
Pepsini 588
Peradeniidae 563
Perditomorpha 578
Perditomorpha iheringi 578
Pergidae 553, 558, 563, 569, 574, 577
Pericrepis 395
Perilampidae 559, 563, 573, 595, 597, 599
Perilampus 599
Perilestes 254
Perilestidae 249, 253–254
Perileucoptera 639, 651, 654
Perileucoptera coffeella 639, 651, 654
Periplaneta 28, 47, 336, 338, 341, 578
Periplaneta australasiae 336, 338, 341
Periplaneta brunnea 341
Periplaneta fuliginosa 341
Peripsocidae 427, 429, 433–434
Peripsocus 433–434
Peripsocus dolichophallus 433
Periptycinae 513
Periscelididae 705, 710, 712, 732–733
Periscelidinae 712
Periscelis 733
Perissomma 115
Perissommatidae 115, 705
Perithemis 249, 252
Perithemis lais 252
Perithemis mooma 249
Perittopinae 379
Perlidae 33, 257–260
Perlodidae 259
Permopsocidae 424
Permothemistida 100
Perothopidae 497
Perothopinae 497
Perreyia 574
Peruda 395
Peruvia 286
Perymlopidae 464

Petaluridae 249
Petasodes 342
Petriidae 515
Petrobius 221
Petrothrincidae 616
Pexicopiinae 651–652
Phacellodomus 430
Phacellodomus rufifrons 430
Phaconotus 395
Phacopteronidae 350
Phaenicia 158
Phaenocephalidae 509
Phaenocephalinae 509
Phaenomeridinae 492
Phaeochlaena 662
Phaeochlaena gyon 662
Phaeomyiidae 705
Phaeotabanus 720
Phalacrichus 495
Phalacridae 464, 476, 509
Phalacrinae 509
Phalangopsidae 272–273, 276–277, 281, 284
Phalerinae 676
Phaneropterinae 272, 274–275, 277, 282–283
Phanerozela 645
Phanocloidea 291
Phanocloidea nodulosa 291
Phaonantho 729
Pharaxonothinae 509
Phasmatidae 289, 291–292, 294
Phasmida 106, 170, 277
Phasmodinae 282
Phasmoneura 249
Phenacoccus 592
Phenacoleachiidae 350
Pheneps 496
Phengodes 500
Phengodidae 463–464, 470–471, 477, 499, 503
Phereoeca 639, 647
Phereoeca uterella 639, 647
Pheropsophus 461, 482
Phiditiinae 668
Philampelini 669
Philanthinae 586
Philinae 520
Philomidinae 599
Philonthus 489
Philonthus aeruginosus 489
Philopotamidae 616, 618, 620–621
Philopotaminae 620
Philopotamoidea 616
Philopteridae 439, 443, 445–446, 448
Philorheithridae 616
Philornis 159
Philotarsidae 427, 429, 433–434
Phimophorinae 387
Phlaeothripidae 407, 410, 412, 414–416, 418
Phlaeothripinae 410–411, 415–416, 418
Phlaeothrips 418
Phlebotominae 11, 14, 160, 716, 718
Phlebotomus 718
Phlegoninae 497
Phloea 394
Phloea corticata 394
Phloeidae 369, 371, 375, 394
Phloeocharinae 488
Phloeomyzidae 350, 352
Phloeonomus 489
Phloeostichidae 464
Phloeotrya 516
Phloephana 394
Phlogophora 56
Phloiophilidae 464, 505
Phlugis 274, 277, 282
Phlugis ocraceovittata 274, 277
Phobetron 654, 659
Phobetron hipparchia 654, 659
Phocidae 449
Phoebis 671
Phoebis argante 671
Phoenicoccidae 357
Phoenicococcidae 350, 352, 357
Phoenicococcus 358
Phoenicococcus marlatti 358
Phoetalia 342
Pholidotus 491
Pholidotus spixi 491
Phoraspis 343
Phoremia 276
Phoridae 8, 156, 705, 710, 714, 723–724
Phoroidea 705
Phorticolea 344
Phorticus 385
Phortioeca 343
Phortioecoides 343
Photina 330
Photinainae 326, 330
Photinella 329–330
Photinella brevis 329
Photurinae 500
Phreatodytinae 480
Phrenapates 463
Phrenaptinae 516, 519
Phrenaptini 516
Phrictus 367
Phrictus diadema 367
Phrixotrix 500, 503
Phrixotrix hirtus 503
Phryganeidae 616
Phryganeoidea 616
Phryganopsychidae 616
Phtheiropoios 448
Phthiraptera 63, 83, 91, 99, 101, 107, 192, 195, 440, 442–446, 448, 756, 763–765
Phtheiropoios 439, 448
Phtheiropoios wetmorei 439
Phthiropsylla 696
Phthirus 450
Phthporimaea 651
Phthporimaea operculella 651
Phycinae 721
Phycitinae 650, 656, 665–666
Phycodinae 659–660
Phycosecidae 464
Phylinae 372, 384–385
Phylliidae 292
Phyllioidea 292
Phylloceridae 497
Phyllocerinae 497
Phyllocnistinae 648–649
Phyllocnistis 145, 639, 648
Phyllocnistis citrella 145, 639, 648
Phylloicus 621
Phylloicus bromeliarum 621
Phyllophaga 492, 591
Phyllophorinae 282
Phylloptera 277
Phyllostomidae 698
Phylloxera 3, 353
Phylloxera notabilis 353
Phylloxeridae 350–351, 353
Phymata 389
Phymatinae 386–387, 389
Phymatosmylus 542
Physocephala 729
Physodactylinae 498, 501
Physodactylus 501
Phytocerum 497
Phytometra 664
Phytometrinae 664, 678
Phytomonas 393
Phytophaga 518, 521
Phytophthires 4
Pialea 719
Pieridae 75, 636, 643, 646, 650, 658, 660, 670–672
Pierinae 658, 671–672
Piesma 396
Piesmatidae 371–372, 375, 396
Piestinae 489
Piestus 489
Pieza 721, 723
Pieza kake 723
Piezosternum 394
Pimeliinae 516, 519
Pimpla 559
Pimplinae 580, 582
Pinaconota 342
Pineus 352
Pineus boerneri 352
Pinophilini 488
Pintalia 367
Piophila 160, 729–730
Piophila casei 160, 729–730
Piophilidae 156–157, 160, 705, 713, 729–730
Pipridae 448
Pipunculidae 705, 710, 720, 723–724
Pisuliidae 616
Pityobiinae 498
Pityococcidae 350
Pityophthorus 525
Placomerus 381
Plagiocephalus 731
Planococcus 358
Planococcus citri 358
Plastoceridae 464
Plataspididae 371, 392
Platicnemididae 249
Platostomatidae 522
Platychasmatinae 676
Platycorrypha 359
Platycorrypha nigrivirga 359
Platycraninae 294
Platydema 519
Platygaster 75, 592
Platygaster zosine 592
Platygastridae 562–563, 572, 592
Platygastrinae 592
Platygastroidea 558, 563–565, 577, 590–592
Platyneuromus 551
Platypezidae 705, 709–710, 722, 724
Platypezoidea 705
Platypodidae 524, 599
Platypodinae 458, 463, 524–525
Platypsyllinae 486
Platyptilia 656
Platyrhinidae 522
Platystictidae 249–250
Platystomatidae 705, 711, 729–730
Platystomidae 522
Plea 48
Plecoptera 14–15, 62–63, 66, 72, 89–90, 100, 106, 194, 248, 258–260, 290, 579, 617, 753, 761
Plectocynipinae 593
Plectoptera 341
Plectopterinae 338
Plectromacronema 620
Plectrotarsidae 616
Plega 544
Pleganophorinae 511
Pleidae 371, 374, 379, 382
Pleocomidae 464
Plesiodryininae 583
Plesiofornax 499
Plesiofornax gravis 499
Pliconeoptera 89
Plinthisini 396
Plochiocoris 384
Plodia 639
Plodia interpunctella 639
Plokiophilidae 371, 374, 386
Plokiophilinae 386
Plumariidae 563, 565, 567, 570, 582–583, 587
Plusia 597
Plusiinae 664, 677–678
Plutella 597, 648, 654
Plutella xylostella 648, 654
Plutellidae 635, 644, 648–649, 654
Pneumoridae 277
Pneumoroidea 277

Podabrocephalidae 464
Podagrioninae 600
Podagrionini 600
Podicipediformes 448
Podisus 393
Podisus nigrispinus 393
Podium 337
Podoscirtidae 273–274, 276–277, 281, 284
Poduridae 206
Poduromorpha 202–203, 206–207
Poecilocampinae 667
Poeciloderrhis 343
Poecilopsocus 423
Polistes 553, 590, 747
Polistes billardieri 747
Polistes canadensis 747
Polistes versicolor 747
Polistinae 589–590
Polpochila 481
Polybia 4, 555, 557–558, 747
Polybia atra 747
Polybia ignobilis 747
Polybia occidentalis 747
Polybia sericea 555, 557–558, 747
Polybia tinctipennis 747
Polycaoninae 503
Polycentropodidae 616, 618, 620
Polycentropodinae 620
Polycentropus 620
Polyctenidae 369–372, 383, 386
Polygenis 692–695, 697, 699
Polygenis acodontis 699
Polygenis adelus 699
Polygenis atopus 699
Polygenis axius 699
Polygenis bohlsi 699
Polygenis dentei 699
Polygenis frustratus 699
Polygenis occidentalis 699
Polygenis platensis 699
Polygenis pradoi 699
Polygenis pygaerus 699
Polygenis rimatus 699
Polygenis roberti 699
Polygenis tripopsis 699
Polygenis tripus 689, 693, 695, 699
Polymitarcyidae 235–241
Polyneoptera 85, 89–90, 98
Polyonumatinae 652, 660, 673–674
Polyphaga 94, 455, 457–458, 460, 464–467, 482, 493, 502, 504
Polyphagidae 333–334, 336–339, 341
Polyphaginae 338, 341
Polyphlebia 659
Polyplacidae 444–447, 450
Polyplax 444, 446, 450
Polyplax spinulosa 444, 446, 450
Polyplectropus 620
Polyporus 647
Polypria 477
Polypsocus 425, 432
Polysphincta 580
Polysphinctini 580
Polystoechotidae 540
Polythora 656
Polythora viridescens 656
Polythoridae 248–250, 252–253
Polytoxus 389
Polyzosteriinae 340
Pompeja 667
Pompilidae 556, 562–563, 571, 584, 588, 721
Pompilinae 588
Pondonatinae 510
Ponera 50
Ponerinae 301, 482, 588, 597
Pongidae 450
Popillia 74
Porculus 515
Porculus vianai 515
Poria 514
Poritiinae 673
Porrerus 541
Potamanthidae 238
Potamanthoidea 238
Potamocoridae 371, 373, 382
Potamocoris 382
Pothea 388
Praecarthasis 385
Praeviogomphus 251
Praeviogomphus proprius 251
Praydinae 651
Premolis 639
Premolis semirufa 639
Prenolepis 229
Priacma 465
Primicimicinae 384
Prioninae 15, 456, 520
Prionoceridae 464
Prionoglarididae 427
Prionolopha 286
Prismostictinae 668
Prisopodidae 289, 291–294
Prisopus 289, 291
Prisopus fisheri 291
Prisopus flabelliformis 291
Pristapenesia 584–585
Pristapenesia stricta 584
Pristocerinae 583
Probethylus 584
Probolaeus 715
Probrachystomellides 208
Probrachystomellides nicolaii 208
Procampodeidae 86, 216
Proceratiinae 588, 592
Procleticini 394
Procornitermes 315, 317, 320
Procornitermes lespesii 315, 317
Procridinae 656
Proctolabinae 278
Proctorenyxidae 563
Proctotrupidae 559, 563, 572, 584, 590–591
Proctotrupinae 591
Proctotrupoidea 560, 563–566, 590–591
Proctotrupomorpha 590
Prodecatoma 559, 594, 598
Prodecatoma cruzi 598
Prodoxidae 635, 638, 646
Proentomum 430
Progryllacris 282
Projapygidae 213, 215–218
Projapygoidea 216
Projapyx 215
Projapyx brasiliensis 215
Pronotiopsocus 432
Propalticidae 464
Prophalangopsidae 277
Propicimex 384
Prorifrons 656
Prorops 9
Prorops nasuta 9
Prosaspicera 559
Proscoliinae 589
Proscopiidae 275, 277–278, 280–281, 285
Proscratea 342
Prosevania 578
Prosevania fuscipes 578
Prosopistomatidae 238
Prosopistomatoidea 237
Prosorrhyncha 348, 371
Prostemmatinae 374, 385
Prosthetopinae 486
Prostomidae 457, 464
Prostominiinae 517
Protacraga 657
Protacraga micans 657
Protambulyx 669
Proteininae 488
Protentomidae 199
Protentomobrya 95
Protentomobryidae 206
Protesilaus glaucolaus 625
Protoanisoptera 246
Protoblattaria 89
Protochauliodes 551
Protocucujidae 464
Protodonata 99–100, 246
Protoelytroptera 100
Protojapygidae 86
Protomeropidae 614
Protomydas coerulescens 701
Protoneuridae 248–249, 252–254
Protopeltinae 505
Protopselaphinae 488
Protoptila 620
Protoptilinae 620
Protosialis 548–549, 551
Protosialis brasiliensis 549
Protosialis flammata 548–551
Protosialis hauseri 549
Protosialis nubila 549
Protosphindinae 507
Prototheoridae 635, 644
Protoxenidae 746
Protoxenos 746, 749–750
Protoxenos janzeni 746, 749
Protozygoptera 246
Protrinemuridae 227
Protroctopsocidae 427
Protura 25, 28, 35, 54–55, 62, 66, 68, 72, 83–86, 100, 105, 168, 194, 198–199, 763
Proutista 750
Proutista moesta 750
Provalljapyx 215
Provalljapyx brasiliensis 215
Provalljapyx lanei 215
Proxiphocentroninae 620
Psaenythia 747
Psaenythia annulata 747
Psaenythia bergii 747
Psaenythia philanthoides 747
Psalidia 171
Psallopinae 385
Pselaphidae 487
Pselaphinae 456, 459, 487–489
Psephenidae 462, 464, 473, 496, 598
Psepheninae 496
Psephenoidea 494
Psephenoididae 496
Psephenoidinae 496
Psephenus 496
Pseudaletia 639, 664
Pseudaletia sequax 639, 664
Pseudergolinae 672
Pseudeumastacops 285
Pseudironidae 238
Pseudischnoptera 344
Pseudisobrachium 576
Pseudocaeciliidae 424–427, 429, 433–434
Pseudocaecilius 434
Pseudochrodes 513
Pseudococcidae 350, 352, 358, 592
Pseudococcus 592
Pseudocyrtocoris 393
Pseudodendrothrips 420
Pseudodorus 720
Pseudofoenus 578
Pseudofoenus infumatus 578
Pseudogametes 729
Pseudogametes hermanni 729
Pseudogastrotheus 229
Pseudogastrotheus synterminus 229
Pseudoleria 733
Pseudolestidae 249
Pseudomacronema 620
Pseudomarava 300
Pseudomarava prominens 300
Pseudomeninae 497
Pseudomenopon 446
Pseudomenopon pilosum 446
Pseudomethoca 584
Pseudomiopteriginae 330
Pseudomops 333, 343
Pseudomorphinae 463, 483
Pseudomyrmex 584, 587
Pseudomyrmicinae 587
Pseudonautia 286

Pseudoneureclipsinae 620
Pseudophasma 289
Pseudophasmatidae 289, 291–294
Pseudophasmatoidea 292–293
Pseudophilinae 277
Pseudophilothrips 407, 417
Pseudophilothrips ichini 417
Pseudophloeinae 375, 397
Pseudophotopsidinae 588
Pseudophyllinae 275, 282–283
Pseudophyllodromiidae 336–341, 344
Pseudophyllodromiinae 336, 338, 341, 343
Pseudoplusia 639
Pseudoplusia includens 639
Pseudopomyzinae 727
Pseudopontiinae 671
Pseudopostega 644
Pseudopsinae 488
Pseudosaica 389
Pseudostigmatidae 245–246, 249, 252–254
Pseudotectococcus 356
Pseudoxenos 747
Pseudoxenos itatiaiae 747
Pseudoxenos piercei 747
Pseudoxyops 330
Psila 730
Psilidae 705, 710, 713, 728, 730
Psilopsocidae 427
Psiloptera 495
Psiloptera bicarinata 495
Psitticimex 384
Psocathropos 430
Psocatropetae 427–428
Psocetae 427–428, 431
Psocidae 423–427, 429, 434–435
Psocidiidae 424
Psococerastis 426
Psocodea 91, 107, 427
Psocomorpha 424–428
Psocoptera 31, 83, 91, 100, 107, 193–195, 371, 408, 424–425, 427, 431, 433, 595, 599, 754–756, 764
Psoidae 503
Psoinae 503
Psoquill 430
Psoquillidae 425, 427–428, 430
Psychidae 635, 638, 643, 647, 649, 654
Psychobiellinae 543
Psychoda 160
Psychodidae 10, 156–157, 160, 705–706, 708, 716, 718
Psychodinae 160, 718
Psychodomorpha 130, 705–706
Psychomyiidae 616
Psychopsidae 540
Psyllidae 143, 350, 352, 358–359, 543, 600
Psyllipsocidae 424, 426–428, 430
Psyllipsocus 426, 430
Psylloborini 511
Psylloidea 350–351, 358–359, 600
Psyllotroctes 431
Ptecticus 722
Ptecticus testaceus 722
Ptenidiophyes 376
Ptenidiophyes mirabilis 376
Ptenothrix 210
Pterinoxylus 292
Pterocalidae 731
Pterochrozini 283
Pterocolidae 523
Pterodontia 719
Pterogeniidae 464
Pteromalidae 561–563, 572, 574, 594, 596, 598–600
Pteromalinae 599
Pterombrus 589
Pteronarcyidae 259
Pterophoridae 635, 641, 650, 656, 663
Pterophorinae 650, 663
Pterophoroidea 628, 635, 662–663
Pterophthirus 442, 449
Pterophthirus alata 442
Pterotinae 500
Pterygota 25–26, 29, 31–32, 34–35, 54, 62, 82, 84, 86, 88, 95–96, 98, 100, 105, 629, 763
Pthiridae 439, 441, 445, 447, 450
Pthirus 441, 443, 450
Pthirus pubis 441, 443, 450
Ptiliidae 439, 454, 460, 462–464, 469, 486–487
Ptiliinae 486
Ptilininae 504
Ptilocolepidae 616
Ptilocolepinae 621
Ptilodactyla 496
Ptilodactylidae 464, 472, 496
Ptilodactylinae 496
Ptilomerinae 377
Ptiloneuridae 425–427, 429, 431–432
Ptiloneuropsis 425
Ptiloneuropsis immaculata 425
Ptilophorinae 514
Ptilopsylla 698
Ptilopsylla leptina 698
Ptinella 486
Ptinidae 503
Ptininae 503–504
Ptychoderes 525
Ptychoderes elongatus 525
Ptychopteridae 705
Ptychopteromorpha 705–706
Ptycta 425
Pulex 691, 693–694, 697–698
Pulex irritans 691, 693–694, 697–698
Pulicidae 689, 694, 696–698
Puliciphora 723
Pulicoidea 694
Pulvinaria 355
Pupipara 386
Puplesis 644, 646
Purenleon 541
Purex 304
Putoidae 350
Pyanisia 519
Pycnoscelinae 342–343
Pycnoscelus 343
Pycnoscelus surinamensis 343
Pygaerinae 662, 676–677
Pygidicrana 303–304
Pygidicrana v-nigra 297, 304
Pygidicranidae 297, 299, 301–304
Pygidicraninae 303
Pygiopsyllidae 694, 696
Pyragra 303
Pyragrinae 303
Pyragropsis 303
Pyralidae 2, 302, 636, 638–639, 643, 650, 656, 665–666
Pyralidoidea 48
Pyralinae 665–666
Pyralis 639, 666
Pyralis farinalis 639, 666
Pyralis manihotalis 666
Pyraloidea 636–637, 640, 651, 664, 666
Pyraustinae 656, 666
Pyrginae 658, 670–671
Pyrgomorphidae 271, 277–281, 285
Pyrgomorphoidea 277
Pyrgotidae 701, 705, 713, 729–730
Pyrgus 658
Pyrgus orcus 658
Pyrochroidae 464
Pyrophorus 502
Pyrophorus divergens 502
Pyrops 48
Pyrrhocoridae 371, 375, 396–397
Pyrrhocoroidea 371, 374, 390, 397
Pythidae 464
Rachiceridae 719
Rachicerus 719–720, 722
Rachicerus shannoni 720, 722
Rachiplusia 664
Rallidentidae 238
Ramsdelepidion 97
Ramsdelepidion shusteri 97
Ranatra 381
Ranatrinae 381–382
Rangomarama 715
Rangomaramidae 705, 709, 715
Raphidioptera 23, 92, 101, 107–108, 540
Rapismatidae 540
Raptophasma 90
Rasahus 389
Ratardinae 661
Ratemidae 445
Reduviidae 14, 369–372, 374, 383, 386–387, 389, 764
Reduviinae 388–389
Reduvioidea 596
Rentoniinae 505
Reticulonigrum 291
Reticulonigrum andreaszomproi 291
Rhabdepyris 576
Rhabdura 216–217
Rhachiberothidae 540
Rhadalidae 506
Rhadalinae 506
Rhagadotarsinae 377
Rhagionidae 705, 709, 718, 722
Rhagoletis 57, 730
Rhagophthalmidae 456, 464
Rhagoveliinae 379
Rhammatocerus 275, 278
Rhammatocerus schistocercoides 278
Rhantus 480
Rhantus calidus 480
Rhaphidophoridae 277
Rhaphidophoroidea 277
Rheumatobathes 377
Rhinoestrus 160
Rhinoestrus purpureus 160
Rhinomaceridae 522
Rhinophoridae 705, 711, 726, 729
Rhinopomyzella 728
Rhinorhipidae 464
Rhinorhynchinae 522
Rhinostomus barbirostris 453
Rhinotermes 319
Rhinotermes marginalis 319
Rhinotermitidae 312–315, 317–319
Rhinotora 733
Rhinotoridae 733
Rhionaeschna 245, 249
Rhipicera 493
Rhipiceridae 456, 463–464, 472, 493
Rhipidiinae 463, 514
Rhipidita 121
Rhipiphoridae 463–464, 469, 477, 514
Rhipiphorinae 514
Rhizoglyphus 695
Rhizoglyphus echinopus 695
Rhizophagidae 507
Rhizophaginae 507
Rhizophagus 507
Rhodesiella 733
Rhodnius 57, 66, 390
Rhodnius prolixus 390
Rhopalidae 371, 374–375, 397
Rhopalinae 398
Rhopalocera 631, 638
Rhopalomutillinae 588
Rhopalopsyllidae 689, 694, 696, 699
Rhopalopsyllinae 695–697, 699
Rhopalopsylloidea 694
Rhopalopsyllus 692, 697, 699
Rhopalopsyllus australis 692, 699
Rhopalopsyllus crypturi 699
Rhopalopsyllus garbei 699
Rhopalopsyllus lugubris 699
Rhopalopsyllus lutzi 699
Rhopalopsyllus saevus 692, 699

Rhopalosoma 588
Rhopalosomatidae 563, 567, 569, 571, 588
Rhyacophilidae 616, 620
Rhyacophiloidea 616
Rhyacopsyche 621
Rhymbus 512
Rhymbus pallidus 512
Rhynchitidae 523
Rhynchitinae 523
Rhynchitoplesius 522, 525
Rhynchitoplesius eximius 522, 525
Rhynchophora 522
Rhynchophoridae 524
Rhynchophthirina 91, 440–443, 445, 447
Rhynchosciara 122, 716
Rhynchosciara baschanti 716
Rhynchotermes 319–320
Rhynchotermes nasutissimus 319
Rhyniella 85, 95, 202
Rhyniella praecursor 85, 95, 202
Rhyniognatha 95
Rhyniognatha hirstii 95
Rhyopsocus 425, 430
Rhyparobia 343
Rhyparobia maderae 343
Rhyparochrominae 370, 395–396
Rhysodes 482
Rhysodiastes 481
Rhysodiastes costatus 481
Rhysodidae 464, 467, 481–482
Rhysopaussidae 515
Rhyssini 580
Rhythirrininae 526
Rhytidocrotinae 278
Riatia 339, 341–342
Ricaniidae 361, 363, 368
Richardiidae 705, 713, 730
Ricinidae 445, 448
Ricinus 448
Ricinus invadens 448
Rimanella 253
Rimanella arcana 253
Riodinidae 636, 643, 645, 652, 660, 671, 673
Riodininae 673
Ripalda 541
Ripipterygidae 277, 280–281, 285
Ripipteryx 280, 285
Ripipteryx limbata 280
Rivulinae 677
Roeslerstammiidae 635, 647–648
Rogadinae 579
Romaleidae 273, 277–281, 286
Romaniella 570
Ronderosia 278
Ronderosia ommexechoides 278
Ropalomera 731
Ropalomera stictica 731
Ropalomeridae 705, 710–711, 731
Roproniidae 563
Rosema 662
Rosema demorsa 662
Rossianidae 616
Rothschildia 658, 668
Rothschildia aurota 658, 668
Rothschildopsylla 698
Rothschildopsylla noctilio 698
Rotoitidae 563
Rupisalda 383
Ruptitermes 316, 319
Rutelinae 492–493
Rypobiinae 513
Sabethes 701
Sabulodes 675
Sabulopsocidae 427
Saccharicoccus 358
Saccharicoccus sacchari 358
Sacium 513, 515
Sagalassa 654, 659
Saginae 282
Sagridae 521
Sagrinae 459, 463, 522
Saica 389
Saicinae 387, 389
Saileriolidae 371
Saissetia 355
Salassinae 668
Saldidae 370–372, 382–383
Saldinae 383
Saldula 383
Salpingidae 455, 464, 469, 475, 477, 517–518
Salpinginae 517
Saltatoria 90
Salyavatinae 388
Sandalidae 493
Sandalus 493
Saprinae 485
Saprosites 493
Sapyga 584
Sapygidae 563, 571, 584, 589
Sapyginae 589
Sarcinatrix 304
Sarcophagidae 7, 151, 156–157, 160, 182, 705, 711, 726, 729
Sarcophaginae 726
Saridoscelinae 651
Sarsina 664
Sarsina violascens 664
Sathrobrota 653
Sathrobrota rileyi 653
Saturniidae 76, 625, 632, 636, 638–639, 643, 650, 658, 666, 668
Saturniinae 658, 668–669
Satyrinae 634, 643, 652, 660, 671–673
Scaphidiidae 487
Scaphidiinae 487–489
Scaphidium 489
Scaphura 275, 283
Scaphydra 478–479
Scaphydra angra 479
Scapphodonta 238–239
Scapteriscus 273, 277, 283
Scaptocorini 391
Scaptocoris 391–392
Scaptocoris buckupi 391–392
Scaptocoris castanea 391–392
Scaptomyza 735
Scarabaeidae 8–10, 48, 59, 453, 456–458, 460, 463–466, 468, 492–493, 589, 591, 730
Scarabaeiformia 464, 490
Scarabaeinae 120, 456–457, 463, 492–493
Scarabaeoidea 460–462, 464, 490–491
Scardiinae 646
Scaritinae 483
Scathophagidae 705
Scatopsidae 115, 126, 705, 708, 716, 718
Scelio 592
Scelionidae 147, 559, 563, 568, 572, 577, 592–594, 600
Scelioninae 592–593
Sceliotrachelinae 592
Sceloenopla 523
Scenopinidae 156, 705, 710, 721, 723
Schistocerca 275, 278, 280
Schistocerca cancellata 278
Schistocerca flavofasciata 280
Schistonoeidae 635
Schistonota 237–238
Schistopeltis 343
Schizodactylidae 277
Schizodactyloidea 277
Schizophora 120–121, 705–706, 708, 726–733
Schizopilia 343
Schizopodinae 494
Schizoptera 376
Schizopteridae 371, 373, 376
Schoenobiinae 666
Schreckensteiniidae 635
Schreckensteinioidea 635
Schultesia 343
Sciablatta 344
Sciadoceridae 723
Sciaridae 126, 590, 703, 705, 709, 715–716
Sciocorini 394
Sciogriphoneura 731
Sciogriphoneura brunnea 731
Sciomyzidae 120, 705, 710, 712, 731
Sciomyzoidea 705
Sciophilinae 716
Scipopus 727
Scipopus diversus 727
Scirtes 493–494
Scirtidae 459, 461, 464, 472–473, 493–494
Scirtoidea 458, 464, 493
Scirtothrips 420
Sciuridae 699
Sclerogibba 584
Sclerogibbidae 563, 566, 569–570, 582–583
Scolebythidae 563, 570, 576, 582, 584–585
Scolecocampinae 664, 678
Scoliidae 563, 565, 571, 589
Scoliinae 589
Scollopela 383
Scolopini 383
Scolopocoris 383
Scoloposcelis 383
Scolopsyllus 696–697
Scolothrips 414
Scolytidae 5, 524, 598
Scolytinae 182, 458, 463, 484, 503, 513–514, 524–525
Scopuridae 259–260
Scotinus 519
Scotinus platynotos 519
Scotocryptodes 487
Scotocryptodes germaini 487
Scraptia 518
Scraptiidae 464, 477, 518
Scraptiinae 518
Scutelleridae 371, 375, 391, 394
Scutellerinae 394
Scutops 733
Scydmaenidae 464, 475, 486, 488
Scydmaeninae 486
Scydmaenus 486
Scymninae 512, 514
Scyrothis 646
Scythridinae 653, 655
Scythris 653
Scythropiinae 651
Scytopsocus 433–434
Scytopsocus fuscus 433
Sehirinae 391
Sehirus 391
Seira 209
Seira mendoncae 201
Seira raptora 209
Selandriinae 574
Selenothrips 414
Semaeomyia 559, 576
Sematura 660, 674
Sematuridae 636, 643, 660, 674
Sematurinae 674
Semiotinae 499–500, 502
Semiotus 500, 502
Semiotus intermedius 500, 502
Semyra 659
Senopterina 730
Senopterina macularis 730
Seopsocus 425, 430
Sepedonea 731–732
Sepedonea trichotypa 731
Sepsidae 156, 182, 705, 711, 731–732
Sepsisoma 730
Serafinidae 350
Sericostomatidae 616, 619, 622
Sericostomatoidea 616
Sericothripinae 410, 412, 415, 419–420
Serinethinae 398
Serphidae 591
Serritermes 315, 319
Serritermes serrifer 311, 315, 319

Serritermitidae 311–312, 314, 317–319
Serropalpidae 514
Sesiidae 628–630, 635, 643, 649, 654, 659
Sesiinae 659
Sesioidea 635, 640, 659, 663
Setellia 730
Setisura 238
Setomorphinae 646
Siagoninae 482
Sialidae 76, 92, 548–551
Sialis 551
Siculodes 665
Siculodes falcata 665
Siculodinae 650, 665
Sierolomorphidae 563, 586
Sigara 380
Sigela 677
Sigela leucozona 677
Sigmodontinae 699
Signiphora 600
Signiphoridae 563, 573, 596, 600
Signiphorinae 600
Silinae 502
Silphidae 453, 463–465, 470, 473, 486, 488
Silphinae 487–488
Silvanana 368
Silvanidae 464, 476, 508, 511
Silvaninae 508
Silvestridia 199
Silvestridia artiochaeta 199
Silvitettix 286
Simacauda 646
Simacauda virescens 646
Simaethistidae 635
Simaethistoidea 635, 637
Simuliidae 93, 236, 705, 707–708, 717
Simulium 707, 717
Simulium incrustatum 707
Sinentomidae 199
Sinentomoidea 199–200
Siphlaenigmatidae 238
Siphlonuridae 238
Siphluriscidae 238
Siphunculata 91
Sirex 575, 595
Sirex noctilio 575, 595
Siricidae 560, 563, 566, 574–575, 595
Siricoidea 561, 563–564
Sirthenea 389
Sisyra 543
Sisyridae 538–541, 543
Sitotroga 639, 651
Sitotroga cerealella 639, 651
Skalistes 304
Smerinthinae 658, 669–670
Smerinthini 669
Smicridea 620
Smicrideinae 620
Smicripidae 464
Sminthuridae 203–206, 208, 211
Sminthurididae 206–208, 210
Sminthurinus 210
Sminthurus 207
Sminthurus viridis 207
Soa 425, 430
Soa flaviterminata 425
Sobarocephala 732
Sogatella 750
Sogatella furcifera 750
Solenopotes 449
Solenopsis 229, 750
Solenopsis invicta 750
Solenopsis saevissima 229
Solierinae 488
Solitarius 510
Solva 719
Solvidae 719
Somabrachyidae 635
Somatia 728
Somatiidae 705, 712, 728
Sosylus 510
Spalangia 600
Spalangiinae 599
Spanglerogyrinae 479
Spaniophlebia 238
Sparatta 304
Sparattinae 304
Spathalium 286
Spercheidae 483
Spercheinae 484
Sphaeridia 203, 205
Sphaeridiidae 483
Sphaeridiinae 483–484
Sphaeridopinae 388–389
Sphaeridops 389
Sphaeritidae 464
Sphaeriusidae 464–465
Sphaeroceridae 156, 705, 711, 714, 728, 733
Sphaeroceroidea 705
Sphaeropsocidae 427
Sphaeropthalminae 588
Sphecidae 337, 563, 565, 570, 585–586, 589, 598, 726, 747
Sphecinae 586
Sphecoidea 585
Sphex 747
Sphex ichneumoneus 747
Sphindidae 464, 474, 507
Sphindinae 507
Sphindiphorinae 507
Sphindociinae 513
Sphindus 507
Sphingidae 13, 630, 634, 636, 643, 650, 658, 667, 669
Sphinginae 650, 658, 669–670
Sphingini 669
Sphingulini 669
Sphinta 667
Sphinx 669
Spicipalpia 616–617
Spiladarcha 661
Spilomelinae 666
Spilopyrinae 521
Spiniger 389
Spinitermes 314
Spinothecidae 206
Spodoptera 639, 664
Spodoptera dolichos 664
Spodoptera frugiperda 639
Spondylidae 518
Spondylidinae 520
Spongiphora 304
Spongiphoridae 299, 301–303
Spongiphorinae 304
Spongovostox 304
Stachiella 449
Stachiomiella 208
Stachiomiella folsomi 208
Stactobiini 621
Stagmatoptera 329–330, 747
Stagmatoptera binotata 323
Stagmatoptera precaria 329
Stagmatopterinae 330
Stagmomantinae 330
Staleochlora 286
Staphylinidae 12, 298, 456, 459, 461–466, 469–470, 478, 487, 489, 591
Staphyliniformia 464, 483
Staphylininae 462, 489–490
Staphylinoidea 458, 460–461, 464, 483, 485
Stathmopodinae 653
Statira 519
Statira gemmifera 519
Stegasta 651
Stegasta bosqueella 651
Stegobium 503
Stegobium paniceum 503
Steingeliidae 350
Steirodontini 272
Steleops 435
Steleops purus 435
Stemmocryptidae 371
Stenaesthetus 489
Stenembia 269
Stenembia exigua 269
Steninae 488–489
Stenoblatta 341
Stenocaecilius 432
Stenochiinae 516, 519
Stenocoris 397
Stenocorixinae 380
Stenodycta 97
Stenogastrinae 589
Stenoma 655
Stenoma catenifer 655
Stenomatinae 655
Stenomicrinae 712
Stenopelmatidae 273–274, 277, 280, 282
Stenopelmatoidea 274, 277, 279–280
Stenophyllinae 329
Stenopodainae 388–389
Stenopola 279
Stenopola rubrifrons 279
Stenopsocidae 425, 427, 429, 432
Stenopsychidae 616
Stenotarsinae 511
Stenotrachelidae 464
Stenurothripidae 415, 418
Stenus 489
Stephanidae 558, 560, 563, 565–566, 575
Stephanocircidae 689, 694, 696, 698
Stephanoidea 563–564
Sterculia 487
Sternopsylla 698
Sternopsylla distincta 698
Sternorrhyncha 3–4, 10, 12, 48, 55, 91, 193–195, 348, 350–358, 371, 579, 596, 600, 653
Steropinae 518
Sterrhinae 675–676
Sthenobaea 638
Sthenobaea uniformis 638
Sticholotidinae 512
Stichotrema 747, 749–751
Stichotrema beckeri 747
Stichotrema dallatorreanum 749–750
Stichotrema wygodzinskyi 747
Stictococcidae 350
Stictopterinae 664, 678
Stigmacoccidae 350–351, 358
Stigmacoccus 358
Stigmacoccus asper 358
Stilbopterygidae 538
Stilbopteryginae 541
Stilpnonotus 518
Stilpnonotus postsignatus 518
Stiriinae 664, 678
Stolotermes 312
Stolotermes inopinus 312
Stomatothrips 419
Stratiomyidae 156, 591, 705, 709, 719, 722
Stratiomyomorpha 705–706
Streblidae 195, 705, 711, 714, 724, 728
Streptocephalus 120
Strigliniinae 665
Strogulomorphini 281, 284
Strongylium 519
Strongylolabis 304
Strongylophthalmyiidae 705
Strongylopsalinae 304
Strongylopsalis 304
Sturmiidae 206, 208, 210
Sturmius 210
Sturmius epiphitus 210
Sturmius truncivivus 210
Styginae 673
Stylogaster 729
Stylogaster stylata 729
Stylogastrinae 729
Styloperlidae 259
Stylopidae 745, 747, 749–751
Stylopidia 93, 748–751
Subnicoletiinae 228–229
Subprotelaterinae 498
Subulitermes 229

Suidae 449
Suillia 733
Suocerathrips 415
Suocerathrips linguis 415
Supella 338, 342
Supella longipalpa 338, 342
Supputius 393
Supputius cincticeps 393
Suragina 718, 722
Suragina pacaraima 722
Surijokopsocidae 424
Sybillidae 327
Sycoecinae 596
Sycophaginae 596
Sycoracinae 718
Sycorictinae 596
Sympherobiinae 543
Symphrasinae 544
Symphylurinus 215
Symphylurinus almedai 215
Symphylurinus antenofloridus 215
Symphylurinus arlei 215
Symphylurinus discretus 215
Symphylurinus grassii 215
Symphylurinus palermi 215
Symphylurinus paratus 215
Symphylurinus travassosi 215
Symphypleona 62, 203–204, 206, 208–210
Symphyta 563
Syncalypta 494
Syncalypta striata 494
Syncalyptidae 494
Syncalyptinae 494
Synchroidae 464
Syndesinae 490
Synemon 659
Synemonini 659
Synlestidae 249
Synoestropsis 618, 620
Synopeas 592
Synteliidae 464
Syntermes 171, 229, 313, 316–317, 320
Syntermes molestus 171, 311
Syntermes nanus 317
Syntermes wheeleri 313
Syntermitinae 313, 317, 320
Syntomiidae 4
Syringogaster 728, 730
Syringogaster amazonensis 730
Syringogastridae 705, 711, 728, 730
Syringopainae 653
Syringopais 653
Syringopais temperatella 653
Syrphidae 50, 156, 704–705, 710, 720, 723–724
Syrphinae 724
Syrphoidea 705–706
Sysiridae 92
Systelloderes 376
Systelloderes spurculus 376
Systelloderini 376
Systellognatha 259–260
Systropus 723
Sysygonia 553
Szelenyiopria 584
Tabanidae 9, 14, 50, 703, 705–706, 709, 718, 720, 722
Tabanomorpha 705–706
Tabanus 171, 720, 722
Tabanus importunus 171
Tachardia 55
Tachardiella 55
Tachinidae 156, 275, 466, 577, 599–600, 639, 657, 659, 705, 711, 726–727, 729
Tachiniscidae 705
Tachygerris 377
Tachyphyle 662
Tachyphyle olivia 662
Tachyporinae 478, 489
Taeniaptera 727
Taeniaptera annulata 727
Taeniapterinae 727
Taeniopterygidae 259
Tagalina 299–300, 303
Tagalina burri 300
Tagalis 389
Talanus 519
Tanaoceroidea 277
Tanaostigmatidae 562–563, 573, 597–598, 600
Tanaostigmodes 600
Tanaostigmodes fernandesi 600
Tanyderidae 705
Tanypezidae 705, 713, 728
Tanyptera 74
Tapinella 431
Tarachodidae 327
Taraxitrichia 621
Tarsophlebiidae 250
Tarsosterninae 506
Tascina 659
Tascininae 659
Tasimiidae 616
Tauroceras 519
Tauroceras aries 519
Taygetis 660
Taygetis virgilia 660
Tectocorinae 394
Tegeticula 638
Tegeticula yuccasella 638
Telagrion 249
Telagrion macilentum 249
Telchin 145, 639, 654
Telchin laura 145
Telchin licus 145, 639, 654
Teleasinae 592
Telebasis 248
Telebasis filiola 248
Telegeusidae 464
Telenominae 592–593
Telephanus 511
Telephoridae 500
Telmatometra 377
Telmatoscopus 160
Telmatotrephes 381
Teloganodidae 238
Telomerida 92
Temnochilidae 505
Temnoscheila 507
Tenagobia 380
Tenebrionidae 455, 458, 462–466, 474, 498, 509, 513, 515, 519
Tenebrioninae 516, 519
Tenebrionoidea 459, 464, 477, 506, 513
Tenthredinidae 73, 563, 569, 574, 576, 583
Tenthredinoidea 555, 560, 563–565, 574, 579
Tentyriidae 515
Tephritidae 139, 144–145, 148, 156, 597, 703, 705–706, 710, 713, 730–731
Tephritoidea 705
Teratembia 267, 269
Teratembia producta 269
Teratembiidae 265–269
Teratomyzidae 705, 713, 733
Terebrantia 408–416
Teredinae 510
Termes 171, 320
Termes fatalis 171
Termes molestus 171
Termitaphididae 369, 371
Termitidae 311–320
Termitinae 314, 316–317, 320
Termopsidae 312, 316–317
Tersilochinae 580–581
Tessaratomidae 371, 375, 394
Tesserocerus 525
Tesserocerus insignis 525
Testajapygidae 85
Testajapyx 85
Testajapyx thomasi 85
Tetanocerini 731
Tetanorhynchus 280, 285
Tetanorhynchus humilis 280
Tethina 733, 735
Tethina carioca 733
Tethinidae 705, 713, 733–734
Tetracampidae 563
Tetracneminae 762
Tetraconus 591
Tetraconus mocsaryi 591
Tetraonychidae 516
Tetraphaleridae 477
Tetraphalerinae 477
Tetraphalerus 477
Tetraphleps 383
Tetrastichinae 597
Tetrataenia 278
Tetrataenia surinama 278
Tetratomidae 464
Tetrigidae 277–281, 285
Tetrigoidea 277, 281
Tettigarctidae 361, 364
Tettigidea 285
Tettigometridae 361, 365
Tettigoniidae 33, 271–275, 277–280, 282–283, 750
Tettigoniinae 282
Tettigonioidea 48, 274, 277, 280, 282
Thalmini 392
Thanatophyllum 343
Thaneroclerinae 506
Thaumaglossa 502, 505
Thaumaleidae 705
Thaumastellidae 371
Thaumastocoridae 371, 374, 383, 390
Thaumastocorinae 390
Thaumastodinae 495
Thaumetopoeinae 676
Thecesterninae 524
Theclinae 660, 673–674
Thecomyia 732
Thelaxidae 350, 352
Theliopsychinae 622
Therevidae 705, 710, 721, 723
Therevinae 721
Therinia 658
Therinia lactucina 658
Therioaphis 352
Therioaphis trifolii 352
Thermobia 30, 86, 229
Thermobia domestica 229
Thespidae 327–330
Thespinae 330
Thesprotia 329–330
Thesprotia macilenta 329
Thioscelis 654
Thioscelis geranomorpha 654
Thorax 343
Thorictidae 502
Thorictinae 503
Thrasorinae 593–594
Thraulodes 237
Thripida 415
Thripidae 144–145, 407, 410–412, 414–416, 418–419
Thripina 415
Thripinae 410, 413, 415, 419–420
Thripinema 417
Thrips 144–145, 413, 416, 420
Thrips palmi 145, 416
Thrips tabaci 144, 413–414, 416
Throscidae 461, 464, 471, 497
Thyatira 660
Thyatira mexicana 660
Thyatirinae 674
Thygater 584
Thylacosterninae 498, 501
Thylodriidae 502
Thylodriinae 503
Thymbreus 389
Thynninae 589
Thyreocoridae 371, 375, 394
Thyreocorinae 391, 394
Thyreophoridae 729
Thyridates 687
Thyrididae 636, 641, 650, 656, 665
Thyridinae 665
Thyridoidea 636–637, 665
Thyrintheina 675

Thyrintheina arnobia 675
Thyrsophorus 425
Thysania 662, 677
Thysania agrippina 662, 677
Thysanidae 600
Thysaninae 600
Thysanopteroidea 415
Thysanura 84, 86, 105, 220, 226, 761
Tiamastus 697
Ticoplinae 588
Tigriagrion 254
Tigriagrion aurantinigrum 254
Tillinae 506
Timarchini 521–522
Timema 290
Tineidae 635, 638–639, 643, 646, 648–649
Tineinae 646
Tineodidae 635, 663
Tineoidea 632, 635, 637, 640, 646–647
Tingidae 369, 371–372, 374, 383, 390–391
Tinginae 374, 390
Tinthiinae 659
Tiphiidae 556, 563, 565, 569, 571, 579, 589
Tiphiinae 589
Tipulidae 73, 156, 704–705, 708, 713–714, 716
Tipulomorpha 130, 705–706, 714
Tischeria 646
Tischeriidae 635, 640, 646, 649
Tischerioidea 635, 637
Titanacris 272, 286
Titanus 454, 518
Titanus giganteus 454, 518
Titya 667
Tolype 667
Tomoceridae 206
Tomoderinae 518
Tornocrusus 375
Tornocrusus browni 375
Torridincolidae 464–465, 468, 478, 496
Tortopus 241
Tortricidae 148, 635, 638–639, 642, 650, 661, 665
Tortricinae 650, 656, 661
Tortricoidea 635, 663
Tortyra 656
Tortyra sporodelta 656
Torymidae 562–563, 572–573, 595–596, 599–600
Toryminae 600
Torymini 600
Torymoidini 600
Toxoderidae 327
Toxoptera 352
Toxoptera citri 352
Toxorhynchites 703, 717
Tracheata 83
Trachelium 397
Trachelostenidae 464
Trachypachidae 464
Transdryininae 583
Trapezitinae 670
Traverhyphes 238–239
Trechinae 483
Trephotomasinae 381
Trepobatinae 377
Tretothoracidae 517
Triassothrips 408
Triassothrips virginicus 408
Triatoma 5, 387, 389
Triatoma dimidiata 387–389
Triatoma infestans 5, 389
Triatoma oliveirai 389
Triatominae 387–389
Tribalinae 485
Tribonium 343
Trichacis 592
Trichacis remulus 592
Trichatelura 229
Trichatelura borgmeieri 229
Trichatelura manni 229
Trichocentrus 395
Trichoceridae 705
Trichocorixa 380
Trichodectes 446, 449
Trichodectidae 443, 445–446, 448
Trichodectinae 449
Trichogramma 147–148, 601
Trichogramma galloi 139
Trichogrammatidae 139, 147, 417, 559, 563, 565, 573, 595, 600–601
Tricholeiochiton 621
Tricholipeurus 449
Trichomyiinae 718
Trichophassus 644, 654
Trichophassus giganteus 644, 654
Trichophilopterus 448
Trichophyinae 488
Trichoplusia 677
Trichopsocidae 425, 427
Trichopterida 93, 108
Trichopterygidae 486
Trichoscelia 539, 544–545
Tricorynus 506
Tricorythidae 238
Tricorythodes 236
Trictenotomidae 464
Tridactylidae 273, 277–279, 281, 285
Tridactyloidea 277, 281
Trigona 389, 507
Trigona spinipes 389
Trigonalidae 562–563, 566, 576–577
Trigonaloidea 563-564
Trigonalys 576
Trigonidiidae 273, 276–277, 281, 284
Trigonidiinae 276, 284
Trigonidomimus 273, 284
Trigonidomimus zernyi 284
Trigonopselaphus 487
Trigonopsis 337
Trigonopterygoidea 277
Trigonurinae 488
Trimenopon 446, 448
Trimenopon hispidum 446, 448
Trimenoponidae 444–446, 448
Trimorus 559
Trinodinae 503
Trinoton 443, 446
Trinoton anserinum 446
Trioblattella 342
Trioplus 493
Trioplus cylindricus 493
Triozidae 350, 352, 358–359
Triozocera 747, 751
Triozocera paulistana 747, 751
Triplectides 619, 621
Triplectidinae 621
Tripseuxoa 677
Trissolcus 147, 592
Trissolcus basalis 147, 592
Tristiridae 277–278
Tritopsylla 696, 699
Trixagidae 497
Trochiliphagus 448
Trochiloecetidae 448
Trochiloectes 448
Troctomorpha 424–428
Troctopsocidae 427–428, 430–431
Troctopsoculus 430–431
Troctopsocus 430–431
Troctopsocus separatus 431
Trogidae 464, 468, 490
Trogiidae 424, 427–428, 430
Trogiomorpha 424–427
Trogossitidae 464, 470, 473, 505, 507
Trogossitinae 505, 507
Troidini 671
Tromatobia 580
Tropicus 495
Tropidacris 272, 286
Tropiduchidae 361, 363, 368
Tropistotrochus 376
Tropistotrochus ampliatipennis 376
Trosiinae 654, 657
Trybliophorus 286
Trypanaeinae 485
Trypetidae 730
Tryphoninae 582
Trypoxylionidae 726
Tubulifera 408–416
Tullbergiidae 206–207, 209
Tunga 2, 692–695, 697–698, 766
Tunga bondari 697–698
Tunga caecata 697–698
Tunga penetrans 689, 692–693, 697–698
Tunga terasma 697–698
Tunga travassosi 697–698
Tungidae 689, 694–698, 761
Tunginae 697–698
Tupiara 233, 235, 237–238
Tupiara ibirapitanga 233, 235, 237–238
Tupiperla 257, 260
Tympanophorinae 282–283
Tympanotriba 283
Tympanotriba vittata 283
Typhaea 513
Typhlocybinae 365
Typophyllum 277
Typophyllum modestum 277
Tytocha 667
Uenoidae 616
Ulidiidae 705, 711, 713, 731
Ulmeritoides 232, 237
Ulodidae 464
Ululodes 542
Uraloptysmatidae 614
Urania 660, 675
Urania fulgens 675
Urania leilus 660
Uraniidae 634, 636, 643, 660, 662, 674
Uraniinae 660, 674–675
Urbanus 639, 658
Urbanus proteus 639, 658
Urocerus 575
Urocerus flavicornis 575
Urodidae 635, 642, 650, 656, 661
Urodinae 650
Urodoidea 635
Urodontidae 522
Urodontinae 523
Urodus 656, 661
Urodus venatella 656
Urogryllus 275
Urostylididae 371
Usechinae 515
Uzelothripidae 412, 415–416, 418–419
Uzelothrips 419
Uzelothrips scabrosus 419
Valenzuela 432–433
Valenzuela jamaicensis 433
Valeseguya 115
Vanhorniidae 563, 591
Vanhorniinae 591
Vates 328, 330
Vates biplagiata 328
Vatidae 326, 328–330
Vatinae 330
Veliidae 370–371, 373, 376–378
Veliinae 379
Veliometra 378
Vella 541
Vella fallax 541
Velocipedidae 371
Velocitermes 316
Vermileo 718
Vermileonidae 705, 718
Vermipsyllidae 694
Vermipsylloidea 694
Verophasmatodea 292
Vesciinae 388
Veseris 389
Veseris rugosicollis 389
Vesperidae 456, 464, 468, 520–521

Vesperinae 456, 520
Vespertilionidae 698
Vespidae 4–5, 9, 76, 545, 555–558, 562–563, 565, 571, 577–578, 584, 587, 589, 598, 726, 747
Vespinae 553, 589
Vespoidea 563–565, 582, 585–587
Vespula 74
Vetulata 238
Vianaidinae 369, 374, 390
Viteus 353
Viteus vitifoliae 353
Volesus 389
Vostox 304
Weitschatidae 350
Whalleyanidae 635
Whalleyanoidea 635, 637
Whiteiella 384
Willistoniella 731
Wockia 661
Wohlfahrtia 161
Wohlfahrtia vigil 161
Wormaldia 620
Wormaldia planae 620
Wygodzinskyella 387–388
Wygodzinskyella travassoi 387
Xanadoses 646
Xanthocaecilius 432–433
Xanthocaecilius granulosus 433
Xanthopastis 664
Xanthopastis timais 664
Xenasteiidae 705
Xenidae 747, 749–751
Xenochaetina 731
Xenogenus 398
Xenoloma 395
Xenomycetinae 511
Xenonomia 89–90
Xenopsylla 693–694, 697–698
Xenopsylla brasiliensis 693, 697–698
Xenopsylla cheopis 693, 697–698
Xenos 747, 749
Xenos acinctus 747
Xenos araujoi 747
Xenos bahiensis 747
Xenos bohlsi 747
Xenos bonairensis 747
Xenos brasiliensis 747
Xenos fluminensis 747
Xenos hospitus 747
Xenos indespectus 747
Xenos occidentalis 747
Xenos rostratus 747
Xenos zilkani 747
Xenoscelinae 509
Xenozorotypus 309
Xeritha 718
Xerophiea 747
Xestoblatta 334, 336–337, 343
Xestoblatta amaparica 334, 337
Xiphiopsyllidae 694
Xiphocentronidae 616, 618, 620
Xiphocentroninae 620
Xiphocentrum 620
Xiphosembia 267, 269
Xiphosembia amapae 269
Xiphydriidae 556, 560, 563, 566, 575–576, 578
Xiphydrioidea 561, 563–564
Xoridinae 582
Xyelidae 563–564
Xyeloidea 563
Xylariophilinae 510
Xylastodorinae 390
Xyleninae 664, 679
Xyletininae 504
Xyleus 278, 286
Xyleus discoideus 278
Xylococcidae 350
Xylocorini 383–384
Xylocoris 384
Xylographus 515
Xylomyia 719
Xylomyidae 705, 709, 719
Xylonannus 376
Xylophagidae 705, 709, 719–720, 722
Xylophagomorpha 705–706
Xylophanes 658, 669
Xylophanes xylobotes 658
Xylophilidae 518
Xyloryctidae 635, 642, 653, 655
Xyloryctinae 653
Yersinia 696
Yponomeutidae 635, 644–645, 649, 651, 654
Yponomeutinae 651
Yponomeutoidea 635, 640, 647, 651, 661
Ypsolophidae 635, 651
Ytu 478
Zaglyptus 580
Zaprionus 145
Zaprionus indianus 145
Zaprochilinae 282
Zarhipis 500
Zelurus 389
Zelus 389
Zenithoptera 248
Zenithoptera lanei 245
Zetobora 343
Zetoborinae 334, 336–337, 342–343
Zeugloptera 93, 635–636
Zeugomantispa 545
Zeugomantispa minuta 545
Zeugophorinae 521
Zeuzerinae 650, 661
Zolodininae 515
Zoniopoda 280
Zoniopoda tarsata 280
Zoolea 329–330
Zoolea lobipes 329
Zopheridae 464, 474–475, 482, 503, 514, 517
Zopherinae 515, 517
Zopherocoris 383
Zorotypidae 307, 309–310
Zorotypus 171, 309–310
Zorotypus brasiliensis 310
Zorotypus weidneri 307
Zulia 364
Zygaenidae 628, 635, 644, 655–656
Zygaeninae 656
Zygaenoidea 635, 640, 655–658
Zygopinae 525
Zygopsocidae 424
Zygoptera 186, 246–254

Em 1938, ainda como expressão da força do Instituto Oswaldo Cruz nos primórdios da entomologia brasileira, Ângelo Moreira da Costa Lima publicou o primeiro livro da série *Insetos do Brasil* e, em 1962, o 12º volume, totalizando 4.226 páginas publicadas, cobrindo quase todas as ordens. Quase três quartos de século depois, um grupo de entomólogos brasileiros articulou-se para produzir um livro que desse fundamento à formação e à prática entomológica no país, à altura da qualidade acadêmica da ciência brasileira nessa área de pesquisa.

Este ***Insetos do Brasil, Diversidade e Taxonomia*** — com o trabalho incansável de edição por José Albertino Rafael, Gabriel Augusto Rodrigues de Melo, Claudio José Barros de Carvalho, Sônia Aparecida Casari e Reginaldo Constantino — faz jus à memória de Costa Lima. Com 43 capítulos de 71 autores, abarcando todas as 30 ordens de insetos que ocorrem no Brasil, 1.769 figuras e capítulos de conteúdo taxonômico e de apoio teórico e técnico, este texto dá solução a um problema antigo de traduções para o português de livros de entomologia, inadequados para o conhecimento da nossa fauna. Os capítulos estão atualizados em relação ao conhecimento da fauna de cada ordem de insetos, têm chaves de identificação e quase 100% de ilustrações originais. Este livro deverá resultar em uma elevação da qualidade da Entomologia no Brasil nos próximos anos, sendo texto obrigatório de consulta e formação em laboratórios de pesquisa e aplicação, cursos de graduação e pós-graduação.

ISBN 978-85-86699-72-6
9 788586 699726